ANNALES DE BIOLOGIE LACUSTRE

ANNALES

DE

BIOLOGIE LACUSTRE

PUBLIÉES SOUS LA DIRECTION DU

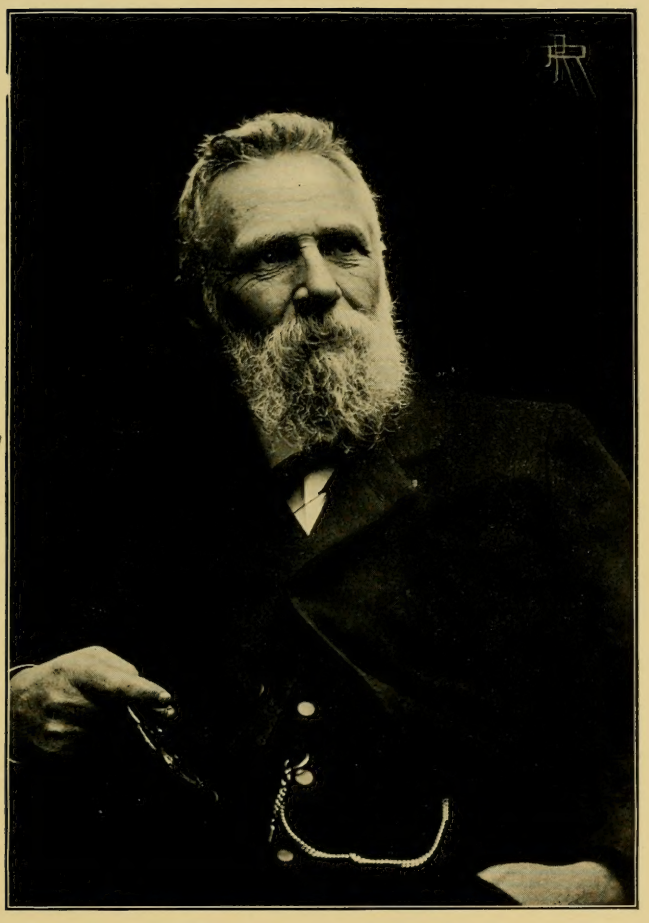
Dr ERNEST ROUSSEAU

TOME V

MARINE BIOLOGICAL LABORATORY
WOODS HOLE
LIBRARY
MASS.

BRUXELLES
LIBRAIRIE DE L'OFFICE DE PUBLICITÉ
36, RUE NEUVE, 36

N585(1)



M. F.-A. FOREL

MARINE BIOLOGICAL LABORATORY
WOODS HOLE
LIBRARY
MASS.

RECHERCHES

SUR LA

Respiration des Insectes aquatiques adultes

LES HAEMONIA

par Frank BROCHER

Les représentants *européens* de la famille des Donaciens sont répartis en deux genres :

Le genre Donacia, qui possède une trentaine d'espèces, et le genre Haemonia, qui n'en possède que trois (*H. appendiculata*, *pubipennis* et *zosterae*).

L'Haemonia appendiculata est la seule espèce qu'on trouve dans les eaux douces de l'Europe centrale; c'est à cet insecte que se rapportent les observations suivantes.

Avant d'aborder l'étude des Haemonia, je crois qu'il est nécessaire de donner quelques brefs renseignements sur les larves, les métamorphoses et la biologie des Donaciens, en général.

Les larves des Donaciens vivent au fond de l'eau. Elles sont, en général, accrochées aux racines des plantes, sur les feuilles desquelles, plus tard, on trouvera les imagos. Actuellement, on admet que ces larves recueillent l'oxygène, nécessaire à leur respiration, directement dans les canaux aérifères de la plante, au moyen d'un organe spécial, situé à l'extrémité postérieure de leur corps (1).

(1) Nous ne pouvons décrire ici cet organe et son fonctionnement; nous renverrons pour cela à l'étude de Böving : *Natural History of the larvæ of Donaciinæ* ex *Internationale Revue der gesamten Hydrobiologie* 1910. Dans ce même travail, on trouvera la bibliographie des Donacia et des Haemonia; nous estimons inutile de la recopier ici.

Lorsque la larve a acquis tout son développement, — c'est, en général, en automne. — elle sécrète autour de son corps et fixe aux racines de la plante une coque cornée, dans laquelle elle effectue ses métamorphoses. Lorsque l'insecte est transformé en imago, il reste dans cette coque et y passe l'hiver.

Or, — phénomène intéressant, — l'insecte, dans cette coque, est entouré d'air. D'où celui-ci peut-il provenir?

Si l'on coupe une racine, à un centimètre environ de l'endroit où la coque est fixée, et que, dans l'eau, on comprime celle-ci, on verra que l'air, qui y est contenu, s'introduit dans les canaux aérifères de la racine et s'échappe de ceux-ci à l'endroit de la section.

La cavité intérieure de la coque est donc en communication avec les canaux aérifères de la plante. On peut, par conséquent, admettre que c'est par ceux-ci que l'air est parvenu dans la coque.

Lorsque le moment de sortir est arrivé, l'insecte ronge la partie antérieure de la coque et s'échappe. Il sort, en ayant les antennes, la tête et toute la face ventrale de son corps revêtues d'une couche d'air qui, dans l'eau, paraît argenté.

L'insecte gagne la surface de l'eau, soit en marchant contre le végétal, soit en se laissant passivement flotter; car, grâce à l'air qui adhère à son corps, le poids spécifique de celui-ci se trouve être inférieur à celui de l'eau.

Lorsqu'il arrive à la surface, l'insecte émerge en entier et se trouve posé sur l'eau, en ayant son corps absolument sec (cas des corps non mouillables [1]); il peut s'envoler aussitôt.

Les Donaciens imagos peuvent rentrer dans l'eau, mais ils ne le font que rarement. Ils se comportent, dans ce cas, comme les petits Hydrophilidés. Ils ont, comme ceux-ci, la face inférieure de leur corps garnie d'un plastron d'air et ils ne peuvent pénétrer et rester dans l'eau qu'en tant qu'ils ont un point d'appui pour s'accrocher.

---

(1) Il m'est impossible d'expliquer ici ce terme — et d'autres qui suivront — ainsi que les phénomènes qu'ils doivent représenter. Je renvoie pour cela à l'article sur les phénomènes capillaires, qui a paru, en 1910, dans ces *Annales* (pp. 89-138).

Du reste, les phénomènes que nous aurons à étudier à propos de la respiration de l'Haemonia ne seront intelligibles que si l'on connaît et comprend bien les phénomènes capillaires.

Les *Haemonia* sont des Donaciens qui, lorsqu'ils quittent leur coque, au lieu de sortir de l'eau, se sont adaptés à passer toute leur vie d'imago dans cet élément Ils se tiennent, en général, immobiles, cramponnés aux tiges du Potamogeton, au ras du sol.

La biologie des Haemonia a toujours beaucoup intrigué les naturalistes (1). Jusqu'à présent, on n'avait pas réussi à comprendre comment ces insectes — organisés, comme les Donacia, pour la vie aérienne — réussissaient à respirer en restant continuellement immergés.

Je désirais, depuis longtemps déjà, étudier ce problème, lorsqu'en novembre dernier, M. le Dr Rousseau m'envoya, d'Overmeire, dix Haemonia vivants.

Qu'il reçoive ici mes remerciements sincères.

Ce sont les observations et les expériences que j'ai faites sur ces insectes que je vais relater ici (2).

Je n'ai jamais vu d'Haemonia en liberté dans la nature ; je ne connais ni leurs mœurs ni leurs habitudes. Mes conclusions ne doivent donc être acceptées que comme se rapportant à des faits observés sur des insectes captifs. Il est probable, mais il n'est pas certain, que les *Haemonia* se comportent, en toutes circonstances, dans la nature, de la même manière qu'ils le font en captivité.

Avant d'entreprendre l'étude des Haemonia — insectes adaptés à vivre dans l'eau — j'ai désiré savoir jusqu'à quel point les

---

(1) « J'avoue, dit Forel, que cet insecte a toujours été pour moi un problème vivant... Comment peut-il respirer sous l'eau? » (*Le Léman*, 1904, t. III, p. 81.)

(2) On trouvera peut-être un peu téméraire de ma part de prétendre expliquer comment les Haemonia respirent, en n'ayant pu faire que si peu d'observations et d'expériences.

Si j'avais eu un plus grand nombre d'Haemonia à ma disposition, il est probable que ce travail aurait été plus court et plus précis. Si, d'autre part, j'eusse été certain de pouvoir continuer ces recherches, j'aurais peut-être attendu avant de le publier. Mais, depuis plusieurs années déjà, je cherche — sans succès — à me procurer des Haemonia, et, seul, M. le Dr Rousseau a eu l'obligeance de m'en envoyer.

J'ai donc profité du matériel que j'avais et j'ai fait ce que j'ai pu.

Dans les pages qui suivent, je raconte surtout ce que j'ai observé et, si, à la fin, je hasarde une explication — qui, tout au moins, pourra servir de base à des recherches futures — j'ai toujours cherché à séparer nettement ce qui est « fait observé » de ce qui est « hypothèse ».

Donacia — insectes terrestres — pouvaient résister à l'asphyxie par submersion.

Pour cela, je mis un *Donacia linearis* dans un petit cristallisoir plein d'eau. Je recouvris celui-ci d'une plaque de verre et j'immergeai le tout dans un grand bocal.

Pendant les premiers jours, l'insecte, rendu léger par l'air qui adhérait à son corps (voir p. 6), flotta contre la plaque de verre. Puis, petit à petit, cet air disparut et l'insecte tomba au fond.

J'ai fait cette expérience quatre fois, avec quatre sujets différents. L'état de mort apparente n'apparut chez ces insectes qu'au bout de sept, huit, onze et même vingt-trois jours. Retirés de l'eau, alors qu'ils gisaient depuis quelques heures déjà en état de mort apparente, ces quatre insectes revinrent à eux et vécurent (1).

On peut donc supposer que, d'une manière générale, les Donaciens ne consomment que peu d'oxygène et sont capables de résister longtemps à l'asphyxie par submersion.

Je puis signaler encore un autre fait qui, lui aussi, montre le peu d'importance de la respiration chez ces insectes.

Nous avons vu que, lorsque l'imago est encore dans sa coque, il est entouré d'air et que celui-ci provient des canaux aérifères de la plante. Mais lorsqu'on recueille des coques de Donaciens, en coupant la racine des deux côtés près de la coque, il est évident que l'air qui est dans les canaux aérifères — mais qui n'y circule plus — ne peut renouveler celui qui est dans la coque. L'insecte ne peut donc disposer que de l'air contenu, à un moment donné, dans celle-ci.

Or, voici ce qui se passe, dans ces conditions.

Si la coque renferme une larve ou une nymphe, celles-ci ne se développent pas et meurent. En revanche, si l'insecte est déjà à l'état d'imago, il survit; et, au bout d'un temps variable, — quand le manque d'oxygène se fait sentir, – il quitte sa coque et gagne la surface de l'eau. Mais ce n'est souvent *qu'au bout de six semaines* que le Donacia se décide à sortir.

La respiration de ces insectes est donc assez peu active, pour

---

(1) Ces expériences eurent lieu, en *novembre*, sur des Donacia qui venaient de sortir, dans un de mes aquariums, de coques recueillies en octobre.

Il est probable, qu'en été, les insectes résisteraient moins longtemps à l'asphyxie. A la fin d'avril, j'ai refait cette expérience sur un *D. linearis* et, chez celui ci, la mort apparente est survenue après 3 1/2 jours de submersion.

que ceux-ci puissent vivre plusieurs semaines, en se contentant de la petite provision d'air — qui ne se renouvelle plus — contenue dans la coque. Si l'on ajoute un peu de formol à l'eau dans laquelle on conserve les coques, les vapeurs de formol vicient l'air contenu dans celle-ci et c'est de suite que les imagos sortent et montent à la surface de l'eau.

Nous allons maintenant aborder l'étude des Haemonia. Nous étudierons d'abord la structure du système respiratoire de ces insectes et nous indiquerons plusieurs particularités qu'il présente. Nous signalerons ensuite les faits biologiques que nous avons observés, ainsi que les quelques expériences que nous avons pu faire, et nous terminerons en indiquant comment, à notre avis, en se basant sur ces faits, on arrive à expliquer d'une manière assez plausible la manière dont ces insectes peuvent respirer dans l'eau.

L'appareil respiratoire des Haemonia est composé de trois parties : *a*) Le réseau trachéen; *b*) l'espace abdomino-dorsal sous-élytral, et, enfin, *c*) les surfaces externes argentées.

a) Je n'ai pas grand'chose à dire au sujet du système trachéen.

Il y a une paire de stigmates mésothoraciques; ils sont situés, à la face ventrale, dans la peau molle qui unit le prothorax au mésothorax.

Les six premiers segments abdominaux ont chacun une paire de stigmates, situés dans l'espace dorsal sous-élytral. Au septième segment, les stigmates sont atrophiés ou manquent.

Il n'y a pas de vessies ou sacs aériens; mais, de chaque côté, à l'endroit où les trachées, qui viennent des stigmates, aboutissent au tronc principal, celui-ci présente une petite dilatation en ampoule.

b) Je n'ai rien de particulier à signaler au sujet de l'espace dorsal sous-élytral. Parfois il s'y trouve passablement d'air; d'autres fois il n'y en a pour ainsi dire pas.

Les ailes existent et sont bien développées.

Les élytres sont minces et transparentes; on distingue fort bien des trachées sinueuses dans leur épaisseur.

c) Certaines régions du corps des Haemonia — et toutes sont en continuité les unes avec les autres — paraissent argentées; ce sont : les antennes, le front, les faces latérales, les deux

côtés seulement de la face inférieure de la tête, la face inférieure du prothorax, du mésothorax et du métathorax, et les régions latérales de la face ventrale des segments abdominaux (fig. 1).

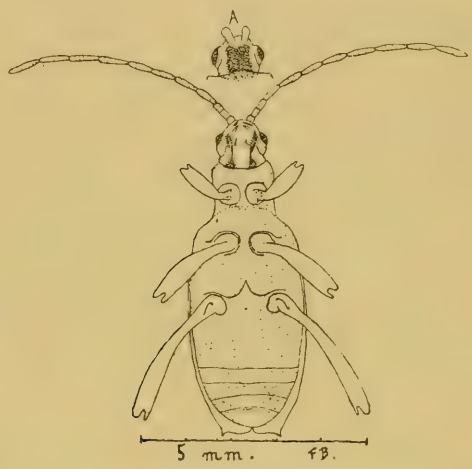


Fig. 1. — D'après nature. Haemonia, vu par la face ventrale (en A, face dorsale de la tête).
Les régions argentées sont indiquées par un pointillé fin et espacé.

Ces surfaces argentées ont, chez les Haemonia, des caractères si particuliers (1) qu'on ne peut, en aucune façon, les comparer aux régions argentées — dites hydrofuges — qu'on observe chez d'autres insectes aquatiques, lorsque ceux-ci sont dans l'eau, par exemple chez les Hydrophilidés et chez les Donaciens. Chez ces insectes, l'aspect argenté est produit par la réfraction des rayons lumineux, lorsque ceux-ci rencontrent la couche d'air, qui adhère au corps grâce aux poils hydrofuges.

Lorsque — ces insectes étant dans l'eau — on applique l'une contre l'autre les régions argentées hydrofuges de deux d'entre eux, on voit que celles-ci se réunissent, se soudent ensemble et que l'air qui les constitue ne forme plus qu'une seule bulle.

Lorsque — l'insecte étant toujours dans l'eau — on applique, contre le plastron argenté, un fin compte-gouttes et qu'on aspire,

(1) Qu'on ne retrouve, à ma connaissance, que chez les Elmidés. (Voir note 4, p. 12.)

on constate que le plastron disparait; parce que tout l'air qui le constitue entre dans le tube du compte-gouttes.

Lorsque, en revanche, — dans les mêmes conditions — on projette quelques petites bulles d'air contre le revêtement argenté d'un de ces insectes, on voit cet air se confondre instantanément avec celui qui revêt l'insecte.

Lorsqu'on sort de l'eau un de ces insectes, la région, qui — dans l'eau — paraissait argentée, se montre — une fois hors de l'eau — absolument sèche et elle n'a plus sa teinte argentée.

Chez l'Haemonia (et les Elmidés) les choses se passent tout différemment.

Si l'on applique l'une contre l'autre les régions argentées de deux de ces insectes (ceux-ci étant dans l'eau), on ne verra jamais l'argenture de ces régions se souder.

Si l'on essaye de faire aspiration sur une de ces régions, avec un fin compte-gouttes, jamais on n'arrivera à aspirer la plus petite quantité d'air.

Si l'on projette contre ces régions de petites bulles d'air, jamais celui-ci n'adhérera à l'argenture. Sauf, parfois, à une région que nous mentionnerons plus loin.

Mais les phénomènes que l'on observe, lorsqu'on sort l'insecte de l'eau, sont encore bien plus extraordinaires. Dans ce cas, lorsqu'elles émergent, les surfaces argentées, au lieu d'être sèches et de perdre leur aspect brillant, paraissent mouillées et restent aussi argentées que lorsque l'insecte était au sein de l'eau.

Lorsque ces régions affleurent la surface de l'eau, celle-ci, au lieu de se retirer pour laisser agir l'attraction aérienne, tend, au contraire, à les recouvrir et à empêcher le corps de l'Haemonia d'émerger. Celui-ci, *aussi bien les régions argentées que celles qui ne le sont pas*, possède les propriétés des corps qui sont au maximum « mouillables » (1).

Une seule région fait exception, ce sont les antennes (2). Lorsqu'une antenne se trouve être en contact avec la surface de l'eau — mais seulement lorsqu'elle est parallèle, ou presque, à cette surface, — celle-ci se comporte envers la face de l'antenne, qui

---

(1) Nous avons indiqué plus haut (p. 6) que le corps des Donacia, au contraire, *même les régions qui sont d'pourvues de poils hydrofuges*, possède à un haut degré les propriétés des corps « non mouillables ».

(2) Et les griffes. Mais celles-ci n'ont aucune importance dans le sujet qui nous occupe.

est tournée en haut, comme si cette face était « non mouillable ». La surface de l'eau, à son contact, se retire et l'antenne subit l'attraction aérienne (1 et 2).

Nous constatons donc, qu'à l'exception de ce cas particulier (quand les antennes affleurent la surface de l'eau), les régions argentées des Haemonia ne possèdent aucune des propriétés (3) qu'ont les régions argentées, dites hydrofuges, qu'on observe chez d'autres insectes aquatiques. Chez ceux-ci, c'est une couche d'air, retenue par des poils hydrofuges, qui procure à ces régions leurs propriétés spéciales et leur aspect brillant.

Or, on est forcé d'admettre que, chez l'Haemonia, l'aspect argenté de certaines régions n'est pas dû à une coloration spéciale des téguments (4), mais qu'il est aussi produit par une couche d'air qui adhère à ceux-ci.

En effet, on constate que, chez cet insecte, la configuration de certaines surfaces argentées varie parfois, quoique fort peu, d'une semaine à l'autre. Une région peut perdre sa teinte argentée pendant quelque temps et la récupérer, en partie au moins, dans la suite.

Pourquoi donc ces régions n'ont-elles pas les mêmes propriétés que les surfaces argentées hydrofuges qu'on observe chez d'autres insectes aquatiques ?

Longtemps je ne pus m'expliquer ce phénomène. L'étude comparative des antennes d'un Donacia et de celles d'un Haemonia m'expliqua enfin le mystère.

Si l'on examine, au microscope, l'antenne d'un *Donacia linearis*,— placée dans de l'alcool, pour enlever l'air qui y adhère,— on constate qu'elle est en entier couverte de poils courts et serrés, mais cependant nettement distincts les uns des autres (fig. 2).

Si l'on examine, avec le même grossissement et dans les

---

(1) Voir l'article cité : *Ann. Biol. Lac.*, 1910, pp. 96-97, remarque 5.

(2) Un Haemonia peut rester pendu à la surface de l'eau par ses antennes; toutefois, souvent, ce phénomène ne se produit plus, lorsque l'insecte est malade.

(3) C'est pour cette raison que, dans le cours de cet article, nous parlerons des régions « argentées » ou de « l'argenture » de l'Haemonia, ne voulant pas qualifier « d'hydrofuges » des régions qui n'ont pas les propriétés que l'on est accoutumé à voir désignées par ce terme.

(4) Comme j'ai longtemps admis — à tort — que c'était le cas chez les Elmides.

mêmes conditions, l'antenne d'un Haemonia, on ne distinguera aucun poil ; la surface de l'antenne paraît absolument lisse et glabre (fig. 3).

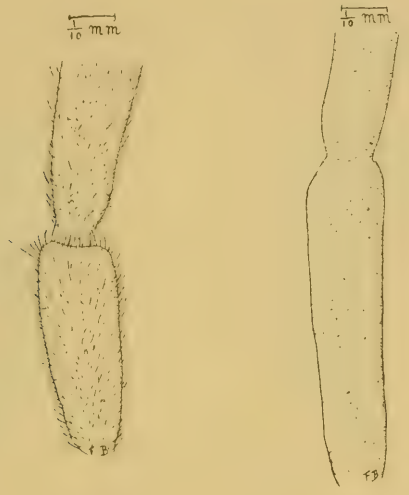


Fig. 2. Fig. 3.

Fig. 2. — D'après nature.
Deux articles d'une antenne de *Donacia linearis*. Leitz Occ. III. Obj. 3.

Fig. 3. — D'après nature.
Deux articles d'une antenne d'Haemonia. Leitz Occ. III. Obj. 3.

Mais, si l'on examine, avec un objectif beaucoup plus puissant, la même antenne, après l'avoir éclaircie dans de l'essence de girofle, on constatera (fig. 4) qu'elle est aussi couverte de poils. Mais ceux-ci, au lieu d'être dressés et dirigés plus ou moins perpendiculairement à l'axe de l'antenne, sont, au contraire, couchés obliquement dans le sens de celle-ci ; en outre, ils sont recourbés les uns sur les autres, se recouvrant en partie comme les tuiles d'un toit, et paraissent soudés par leur extrémité.

Les deux schémas suivants (fig. 5 D et H) feront aisément comprendre ces deux dispositions différentes. On conçoit facilement que — par exemple chez les Hydrophilidés ou chez les Donaciens (fig. 5 D) — l'air, qui est maintenu entre les poils hydrofuges, reste en contact direct avec l'eau. Il peut donc être aspiré au moyen d'un compte-gouttes ; et on comprend qu'il se

soude de suite à une autre bulle d'air qui vient à l'effleurer, ou avec l'atmosphère, lorsque l'insecte arrive à la surface de l'eau (attraction aérienne). Tandis que, chez l'Haemonia, l'air, qui

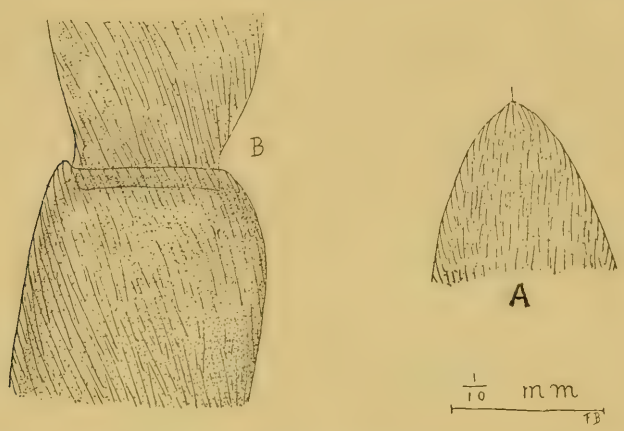


Fig. 4. — D'après préparation microscopique. Antenne d'Haemonia. Leitz Occ. III. Obj. 5.
A. Extrémité de l'antenne. B. Articulation de deux articles.

procure à de certaines régions leur aspect argenté, au lieu d'adhérer aux poils sur toute leur longueur, n'adhère qu'à la base de ceux-ci (fig. 5 H). Les poils, recourbés et agglutinés les uns aux autres par leur extrémité, constituent une mince cloison, qui sépare de l'eau environnante la couche d'air sous-jacente.

Or, on constate que la face externe de cette cloison — en contact avec l'eau — est « mouillable » ; tandis que la face interne — en contact avec la couche d'air qu'elle recouvre — est « non mouillable » (1).

L'air peut circuler sous cette cloison, comme sous les tuiles d'un toit.

Toutes les particularités que présentent les surfaces argentées, chez l'Haemonia, sont, par ce fait, expliquées : 1° impossibilité d'aspirer l'air au moyen d'un compte-gouttes ; puisque celui-ci en est séparé par une mince cloison ; 2° impossibilité — pour la même raison — de réunir en une seule couche l'air, qui consti-

(1) Le même phénomène s'observe, par exemple, aux poils, disposés en série, qui sont à la face ventrale de l'abdomen de la Notonecte.

tue l'argenture, de deux surfaces argentées, qu'on rapproche l'une de l'autre ; et, enfin, 3° les phénomènes si bizarres que l'on constate, lorsqu'on sort l'insecte de l'eau : mouillabilité des surfaces argentées et persistance de leur teinte (1) brillante.

L'aspect argenté provenant du fait de la réfraction des rayons lumineux, lorsqu'ils passent de l'eau dans l'air ; il est évident que ce phénomène continue à se produire, lorsque l'insecte est

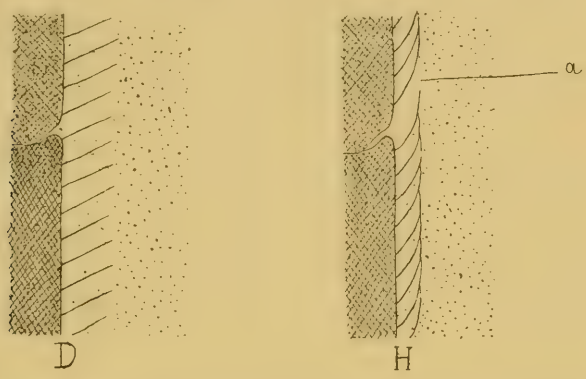


Fig. 5. — Schémas. Disposition des poils sur les antennes du *Donacia linearis* et sur celles de l'Haemonia. Le pointillé fin représente l'air ; le pointillé grossier représente l'eau.

hors de l'eau — puisque la mince couche d'air qui se trouve à la base des poils, est recouverte d'une mince couche d'eau, qui adhère à la cloison (« mouillable » extérieurement) formée par l'extrémité recourbée des poils.

Cette conformation spéciale des régions argentées procure-t-elle à l'Haemonia des avantages spéciaux, étant donné son genre de vie ?

Certainement.

1° L'air, qui revêt certaines régions du corps, n'étant pas en contact direct avec l'eau, ne se dissout pas dans ce liquide. Voilà pourquoi les Haemonia (même morts) conservent, au fond de l'eau, des semaines entières leur revêtement aérien — leur teinte argentée — ; tandis que, dans les mêmes conditions, au bout de 24 ou de 48 heures, on n'observe plus aucune trace d'air contre le corps d'un Hydrophilidé ou d'un Donacien (voir p. 8) ;

2° Les Haemonia vivent au fond de l'eau et ils ne peuvent

(1) Du moins, aussi longtemps que le corps de l'insecte reste mouillé.

nager. Le poids spécifique de leur corps est supérieur à celui de l'eau.

Or, si les bulles de gaz, qui, souvent, s'élèvent du fond de l'eau ou qui, parfois, sont dégagées par les plantes, adhéraient au corps de l'Haemonia chaque fois qu'elles le frôlent, celui-ci se trouverait allégé, déséquilibré, et l'insecte en serait fort incommodé (1);

3° Cette couche d'air, séparée de l'eau par une mince cloison, se trouve être dans des conditions à peu près semblables à celles où se trouve l'air qui est contenu dans une trachéo-branchie.

Mais c'est un point que nous étudierons plus loin.

Voici, à présent, ce que j'ai pu observer sur la manière de vivre des Haemonia, en captivité.

Ces insectes sont fort apathiques; ils peuvent rester, absolument immobiles, sans changer de place, des jours entiers — et même des semaines. Ils se tiennent, en général, cramponnés aux tiges du Potamogeton, seuls, ou, parfois, par groupes de plusieurs individus, accrochés les uns aux autres. Cependant, le plus souvent, ils étaient par paires. L'individu qui avait la plus forte taille (♀) était cramponné à la tige, et l'individu dont les dimensions étaient un peu moindres (♂) se tenait accroché sur le dos du premier. J'ai été témoin, deux fois, d'un véritable accouplement; mais j'ignore combien de temps il dure.

Je n'ai jamais vu ces insectes manger. Je ne les ai jamais vus non plus sortir de l'eau, ou essayer de le faire. Ils sont extrêmement lucifuges. Si l'on expose au soleil le bocal dans lequel ils se trouvent, on les voit affolés, fuir avec rapidité (!) jusqu'à ce qu'ils trouvent un endroit, à l'ombre, où ils puissent se réfugier.

Lorsqu'ils étaient conservés à l'ombre, les Haemonia se tenaient : les uns tout près du sol, les autres, au contraire, tout au haut des tiges ; souvent leurs antennes flottaient sur la surface de l'eau, adhérant à celle-ci. Mais le corps de l'insecte, y compris la tête, était toujours à une certaine distance au-dessous de la surface.

---

(1) Les autres insectes aquatiques, pourvus d'un revêtement aérien, ne sont nullement gênés lorsque cela leur arrive. En effet, ils sont tous, ou nageurs, ou « flotteurs », c'est-à-dire que, le poids spécifique de leur corps (avec son revêtement normal d'air) étant inférieur à celui de l'eau, ils tendent, naturellement déjà, à remonter, passivement, à la surface.

Pour l'Haemonia (et les Elmides p.p. d.) c'est juste l'inverse qui a lieu.

Pour tâcher de me rendre compte de la manière dont ces insectes respiraient, je fis un certain nombre d'expériences, dont je vais brièvement relater quelques-unes.

Expérience 1. — J'ampute, à un Haemonia, l'élytre et l'aile gauches, et je mets l'insecte, en observation, dans un petit bocal spécialement aménagé.

Il contenait environ 150 grammes d'eau ; au fond était une couche de sable et un caillou. J'avais attaché à celui-ci quelques feuilles et quelques fragments de tiges de Potamogeton qui s'élevaient jusqu'à la surface de l'eau — ou qui n'atteignaient plus celle-ci, si, dans ce but, j'ajoutais de l'eau en quantité suffisante. Dans le cas particulier (expérience 1) les tiges n'atteignaient pas la surface (1).

L'insecte, à la suite de l'opération, grimpa au haut de la tige et, pendant plusieurs jours, agita continuellement ses antennes d'un mouvement rythmique.

Expérience 2. — Je mis dans un bocal (aménagé comme cela est indiqué à l'expérience 1) un Haemonia auquel j'avais détruit, en le raclant, le revêtement argenté du mésothorax. Le résultat fut le même ; l'insecte grimpa au haut de la tige de Potamogeton et se mit à agiter ses antennes.

Mais, ayant enlevé un peu d'eau de façon que l'insecte pût atteindre la surface, celui-ci, peu après, regrimpa au haut de la tige et fit flotter ses deux antennes sur la surface de l'eau.

Expérience 3. — Je mis un Haemonia dans de l'eau bouillie, refroidie, puis mélangée avec de l'eau chargée d'acide carbonique (eau d'un siphon). L'insecte, au bout de peu de temps, devint immobile (mort apparente par asphyxie).

Je le mis alors, dans de l'eau pure, dans un bocal, aménagé comme je l'ai indiqué précédemment. Lorsque l'Haemonia reprit ses sens, il grimpa le long de la tige de Potamogeton, arriva vers la surface et fit flotter ses antennes sur celle-ci.

Je commençai donc à soupçonner que, chez les Haemonia, les antennes devaient remplir une certaine fonction dans l'acte respiratoire, lorsque l'observation suivante — que je vais relater avec plus de détails — m'enleva tous doutes à cet égard.

Observation et expérience 4. — Dans le but de suivre les actes d'un Haemonia, intact et en parfaite santé, j'avais, le

(1) Ces bocaux, dans lesquels je mettais les Haemonia en observation spéciale, étaient conservés dans un demi-jour, derrière un écran. Nous verrons plus loin la raison de cette précaution.

MARINE BIOLOGICAL LAB. WOODS HOLE LIBRARY MASS.

25 novembre, isolé un de ces insectes ♀ dans un petit bocal (aménagé comme cela est indiqué plus haut).

Les 25, 26, 27, 28 et 29, je n'observe rien de particulier; mais le 30, au matin, je trouve l'Haemonia accroché tout au haut de la tige de Potamogeton; ses deux antennes flottaient sur la surface de l'eau (depuis quand ?).

Ayant un peu incliné le bocal, le niveau de l'eau s'éleva du côté où était l'insecte et les antennes de celui-ci furent, par ce fait, détachées de la surface.

Aussitôt l'Haemonia se retourna et se mit à descendre le long de la tige. A ce moment, je vis se former une boursouflure aérienne, en forme de bulle, dans le sillon entre la tête et le prothorax; son diamètre était à peu près le double de celui de l'œil de l'insecte. Trois fois de suite cette bulle se résorba, puis réapparut. Elle disparut enfin définitivement, lorsque l'insecte, arrivé au bas de la tige, s'arrêta et se fixa contre celle-ci.

J'ai noté, qu'à ce moment, les régions argentées de cet insecte m'ont paru être particulièrement brillantes.

J'ajoutai alors de l'eau dans le bocal, de façon que l'insecte ne pût plus atteindre la surface, avec ses antennes, s'il lui prenait envie de remonter au haut de la tige de Potamogeton.

Du 1er au 15 décembre, l'Haemonia resta immobile, accroché à la tige, *à l'endroit où il s'y était fixé le 30 novembre.*

Le 15 décembre, au matin, je trouvai l'insecte tout au haut de la tige de Potamogeton et, cette tige touchant les parois du bocal, l'Haemonia s'efforçait de s'élever encore en essayant de grimper contre celles-ci — mais en vain.

L'argenture des quatre derniers segments abdominaux m'a paru, à ce moment, avoir diminué.

Dans la journée, l'insecte se promena continuellement; il paraissait angoissé; parfois il agitait ses antennes, avec lenteur, pendant un moment.

Le 16, au matin, à 9 heures, l'insecte est dans les mêmes dispositions; il se promène toujours avec lenteur d'un air inquiet.

J'enlevai alors un peu d'eau de façon que l'Haemonia pût — s'il grimpait de nouveau le long de la tige de Potamogeton — atteindre la surface de l'eau avec ses antennes.

A 11 h. 1/2, l'insecte était au haut de la tige de Potamogeton et ses antennes flottaient sur la surface de l'eau (depuis quand ?)

Il conserva cette position, sans bouger, jusqu'à 1 h. 1/4. A ce moment, de son propre chef, il quitta la surface, redescendit au bas de la tige et s'y accrocha.

Le 17 et le 18, il resta immobile, à la place où il s'était fixé le 16.

Le 18, dans l'après-midi, je pris l'insecte et — en les raclant — *je détruisis les surfaces argentées au prothorax* (1), *au mésothorax et sur une bande étroite des deux côtés de la face ventrale de l'abdomen* (fig. 6). Puis, je remis l'Haemonia dans son bocal.

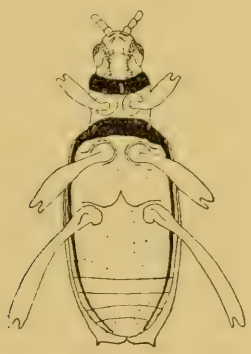


Fig. 6. — Les régions où le revêtement argenté a été détruit sont marquées en noir.

A partir de ce moment, l'insecte eut, d'emblée et toujours, l'air angoissé. Jamais il ne se refixa, d'une façon définitive, contre la tige de Potamogeton.

Il changeait souvent de place. Souvent il agitait lentement, faiblement et peu longtemps, ses antennes.

Parfois, il en recourbait une et la tenait dans ses mandibules (2) — quelquefois pendant plusieurs heures de suite.

---

(1) Nous verrons plus loin (p. 22) quelle est l'importance des régions argentées du prothorax.

(2) Je n'ai jamais observé ce geste chez des Haemonia intacts, en bonne santé et dans de bonnes conditions ; mais je l'ai observé, à plusieurs reprises, chez les Haemonia dont j'avais « perturbé » d'une manière ou d'une autre le fonctionnement de la respiration (par exemple, à ceux des exp. 1 et 2 et à ceux d'autres expériences, non relatées).

Ce geste pourrait faire soupçonner que l'Haemonia nettoie ou prépare ses antennes de façon qu'elles soient aptes à l'usage, lorsque des circonstances favorables à leur fonctionnement se présenteront ?

Il montait fréquemment au haut de la tige de Potamogeton et faisait flotter ses antennes sur la surface de l'eau (1).

L'insecte vécut ainsi pendant plusieurs semaines, mais en s'affaiblissant progressivement; souvent il se tenait si faiblement à la tige que le seul fait de bouger le bocal lui faisait lâcher prise et il tombait au fond. La teinte argentée de la face ventrale de son abdomen disparut, petit à petit, complètement.

Le 20 janvier, l'abdomen commença à se tuméfier et à s'allonger; il dépassa l'extrémité postérieure des élytres (2). Le 25, les organes génitaux sont et restent définitivement, complètement évaginés.

Cependant l'insecte a encore la force de garder son équilibre; il change quelquefois de place. La teinte argentée de la tête et des antennes tend à disparaître. Le 28, l'Haemonia gît sur le dos, il bouge encore parfois l'extrémité de ses pattes. Le 30, au matin, il est mort.

Remarque. — Cet insecte a donc résisté pendant quarante-deux jours à l'asphyxie par submersion; seulement il faut tenir compte du fait qu'il venait de s'approvisionner d'air et que cette provision lui suffisait pour quinze jours (3). Il n'a donc souffert vraiment de l'asphyxie que pendant *vingt-sept jours* et est *mort* au bout de ce temps. Or, nous avons vu qu'un *Donacia linearis* peut résister *vingt-trois jours* à l'asphyxie par submersion et *revenir à lui* au bout de ce temps.

Je crois donc que les observations qui précèdent nous permettent de considérer comme acquis les faits suivants :

Les Donaciens — certains d'entre eux, au moins, parmi lesquels l'Haemonia — ont une respiration fort peu active; ils peuvent résister extraordinairement longtemps à l'asphyxie par submersion.

Les Haemonia — comme c'est le cas pour les autres Dona-

---

(1) Mais, ainsi que nous l'expliquons plus loin (p. 22), par le fait de la destruction de la surface argentée du prothorax, il ne pouvait inspirer de l'air.

(2) Ce phénomène s'observe, chez divers insectes aquatiques, *dans l'asphyxie par submersion*. Tous les Haemonia que j'ai vu mourir dans ces conditions, avaient l'abdomen tuméfié, et souvent les organes génitaux saillants. Plateau a déjà signalé ce fait chez les Dyticidés. (*Recherches sur les Articulés aquatiques. Bull. Acad. Roy. de Belgique 1872.*)

(3) Sous réserve de ce que nous disons à la page 25.

ciens — quittent leur coque en ayant le corps en partie revêtu d'une couche d'air.

Celui-ci, chez les Haemonia, par suite d'une conformation spéciale des régions hydrofuges, n'est pas en contact direct avec l'eau; sa déperdition (par dissolution) est donc presque nulle.

Nous avons constaté que la provision d'air que possède l'Haemonia peut (en captivité, donc dans de mauvaises conditions) suffire à cet insecte plus de deux semaines (Observ. 4).

Quand l'Haemonia éprouve le besoin de renouveler cet air, — ou, simplement, de remplacer ce qui a pu en disparaître, — il grimpe le long de la plante et cherche à s'approcher de la surface de l'eau.

S'il parvient à la surface, il fait flotter ses antennes sur celle-ci.

Trois points restent à examiner. Ce sont :

1° Comment les Haemonia peuvent-ils absorber ou échanger de l'air par l'intermédiaire des antennes ?

2° Comment ces insectes font-ils lorsqu'ils vivent à une profondeur telle que les tiges des Potamogetons n'atteignent pas la surface de l'eau ?

3° Les surfaces argentées ne servent-elles que pour le passage de l'air, ou fonctionnent-elles, chez les Haemonia, comme un véritable organe respiratoire, où l'air peut se réoxygéner ? En d'autres termes, peut-on comparer leur fonctionnement à celui d'une trachéo-branchie ?

En décrivant la conformation des surfaces argentées des antennes, nous avons admis que la couche d'air ne siégeait qu'à la base des poils, et que ceux ci, recourbés et agglutinés entre eux par leur extrémité, constituaient ainsi une mince cloison qui séparait cet air de l'eau.

Il est évident — et la figure 4 montre — que cette mince cloison présente, à chaque articulation, une solution de continuité (voir aussi fig. 5 H, en *a*). A cet endroit, la couche d'air retenue à la base des poils se trouve en contact direct avec l'eau — ou avec l'air, lorsque l'antenne flotte à la surface de l'eau.

C'est pour cela que, lorsqu'on observe un Haemonia dans l'eau, on voit que chaque article des antennes a, à son extrémité antérieure, un petit anneau, qui paraît plus brillant que n'est le reste des surfaces argentées. Souvent aussi le sillon, entre la

tête et le prothorax, paraît comme un trait plus fortement argenté.

Lorsqu'une antenne adhère à la surface de l'eau, la face supérieure de quelques-uns de ses articles se trouve en relation avec l'air (atmosphérique). Celui-ci, aux articulations de ces articles, est en contact direct avec l'air (Haemonien), qui constitue cet anneau brillant que nous venons de signaler (1). Il peut donc y avoir échange gazeux entre eux.

Or les stigmates prothoraciques sont en relation avec l'air qui entoure les antennes par l'intermédiaire de la couche d'air des surfaces argentées (hydrofuges) du prothorax et de la tête ; — une disposition et un fonctionnement à peu près semblables existent chez les Hydrophilidés.

Lorsque les antennes de l'Haemonia sont en relation avec l'atmosphère, cet insecte peut donc, comme le font les Hydrophilidés, inspirer par cette voie détournée. Et il est probable que, comme le font ces derniers insectes, l'Haemonia expire cet air par les stigmates abdominaux dorsaux et qu'il l'emmagasine sous ses élytres.

Le fait que l'Haemonia reste des heures entières avec ses antennes flottant à la surface de l'eau — donc en relation avec l'air — prouve que cette circulation aérienne doit se faire avec une extrême lenteur.

Mais, me dira-t-on, dans la nature, quand les Potamogetons n'atteignent pas la surface de l'eau, comment donc font les Haemonia ?

J'ai eu la chance, une fois, de faire une observation qui me permet de répondre à cette très logique réflexion.

Le 24 novembre, je vis, dans un de mes bocaux, un Haemonia dans la posture que nous avons représentée à la figure 7.

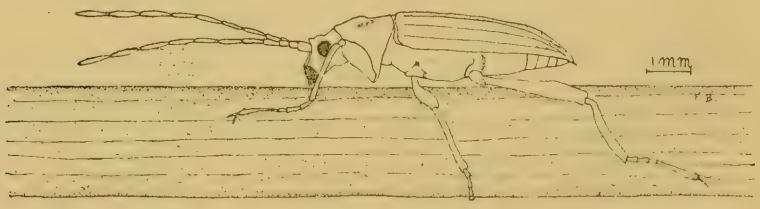


Fig. 7.

(1) Surtout, lorsque les articles de l'antenne sont légèrement fléchis les uns par rapport aux autres.

L'insecte était immobile ; son antenne gauche était appliquée contre une bulle de gaz qui suintait de la tige de Potamogeton. Cette bulle s'évasait contre l'antenne *et adhérait à celle-ci.* J'ignore depuis quand l'insecte était dans cette position ; mais il la conserva, sans bouger, durant plusieurs minutes, pendant lesquelles je l'observai.

Quelques instants après, regardant de nouveau ce qui se passait, je vis que l'Haemonia avait reculé et que son antenne n'adhérait plus à la bulle.

Ce gaz était évidemment de l'oxygène, dégagé par la plante ; il adhérait à l'antenne de l'Haemonia. Il y avait donc contact direct et il devait y avoir échange gazeux entre lui et l'air (non recouvert par la cloison des poils), que nous avons signalé plus haut, comme formant un anneau brillant autour de l'articulation, à chaque article de l'antenne.

Doit-on considérer cette unique observation comme celle d'un cas forfuit ou comme celle d'un fait normal?

A mon avis, ce n'est pas un cas fortuit, car l'Haemonia n'avait aucunement l'air gêné. En général, j'ai toujours constaté que, quand un animal, insecte ou crustacé, se trouvait pâtir d'un phénomène capillaire — soit en restant collé, fortuitement, à la surface de l'eau, soit par l'adhérence intempestive de petites bulles d'air, à ses pattes ou à son corps — il faisait toujours des efforts pour se libérer.

Or, tel n'était pas le cas pour l'Haemonia en question : ayant une de ses antennes immobilisée, collée au végétal par une bulle de gaz, il acceptait la chose et ne faisait aucun effort pour la dégager.

Je crois donc qu'on peut admettre que, dans la nature, les Haemonia se contentent, pour réoxygéner leur provision d'air, de mettre celui-ci — par l'intermédiaire de leurs antennes — en contact avec les bulles d'oxygène que dégagent souvent spontanément les plantes aquatiques.

Il leur suffit, peut-être, de pouvoir faire cela seulement tous les quinze à vingt jours (1).

---

(1) Je rappelle ici que 1° les larves des Haemonia retirent de la plante — au moyen d'un organe spécial — l'oxygène nécessaire à leur respiration ; que 2° l'air qui remplit les coques dans lesquelles l'insecte effectue ses métamorphoses provient aussi de la plante.

L'Haemonia, sous ses trois états — larve, nymphe, imago, — utiliserait donc pour sa respiration l'oxygène dégagé par le végétal.

Les canaux aérifères, qui parcourent les tiges du Potamogeton, sont parfois à tel point remplis de gaz (oxygène) qu'ils apparaissent comme des traits argentés qu'on voit par transparence au milieu des tissus de la plante. Si l'on pique celle-ci, on voit, tout de suite, sortir des bulles de gaz.

Les Haemonia ont-ils l'instinct de blesser la plante pour profiter du gaz qui s'échappe? Je l'ignore. Mais il est probable que, s'ils se nourrissent du Potamogeton, des bulles de gaz doivent, parfois, s'échapper par les blessures faites à la plante.

Vu le petit nombre seulement d'expériences que j'ai pu faire sur les Haemonia, je ne puis, malheureusement, rien affirmer au sujet de la dernière question qui doit nous occuper. Et c'est la plus importante!

Je dirai donc : j'ai été amené à supposer que, chez l'Haemonia, les surfaces argentées fonctionnaient, non pas seulement en aidant *physiquement* l'acte respiratoire (en permettant la circulation de l'air des stigmates aux antennes), mais encore qu'elles sont un organe où les phénomènes *chimiques* de la respiration peuvent avoir lieu.

Voici sur quoi repose cette présomption :

1° Dans l'observation et expérience 4, nous avons vu un Haemonia venir renouveler sa provision d'air à la surface de l'eau; à la suite de quoi, il resta quinze jours absolument immobile. Au bout de ce temps, il regagna la surface et renouvela sa provision d'air; puis il redescendit se fixer contre la tige et resta immobile.

On pouvait donc supposer qu'à la suite de ce nouvel approvisionnement d'air, l'insecte allait avoir une nouvelle période d'immobilité, d'environ quinze jours de durée.

Mais, le second jour, je détruisis, en plusieurs endroits, les régions argentées, en raclant les poils qui les constituaient. A partir de ce moment — et quoique l'insecte ait survécu relativement longtemps — il eut, *d'emblée*, et toujours, l'air angoissé. Il changeait souvent de place; il montait — pas tous les jours, mais quelquefois plusieurs fois par jour — faire flotter ses antennes à la surface de l'eau (1); ou bien il les agitait faiblement; bref, il n'était pas dans un état normal.

---

(1) Mais sans résultat; parce que, le prothorax ayant été raclé, l'air ne pouvait plus arriver aux stigmates mésothoraciques.

2° Dans les expériences 1, 2 et 3, — et dans d'autres que nous n'avons pas rapportées, — nous avons constaté que quand, d'une manière ou d'une autre, on gène le fonctionnement de la respiration d'un Haemonia, celui-ci cherche aussitôt à atteindre la surface de l'eau. S'il ne peut y arriver, il se contente d'agiter ses antennes — quelquefois avec frénésie — des heures de suite.

Ce qui me fait supposer que ce n'est pas un simple signe d'angoisse ou d'impatience, c'est qu'il m'a semblé constater que les Haemonia ne faisaient ce mouvement qu'en tant que les régions argentées du prothorax étaient intactes.

Si le revêtement argenté de ces régions est détruit, l'insecte n'agite plus ses antennes; ou il ne le fait que rarement, faiblement et peu longtemps, comme s'il reconnaissait l'inutilité de cet acte.

D'autre part, je n'ai jamais vu d'Haemonia, à l'état normal et dans de bonnes conditions, se livrer à cet exercice (1).

On peut donc présumer que, si l'insecte agite ainsi ses antennes, c'est parce que — sa respiration chimique ne fonctionnant pas bien — il a une sensation d'asphyxie et il s'efforce de mettre ses antennes en contact avec de nouvelles couches d'eau pour favoriser l'oxygénation de l'air qui les enveloppe. Tout comme, dans des circonstances semblables, les insectes, pourvus de trachéobranchies, agitent celles-ci.

Et même, on peut se demander (c'est une hypothèse!) si l'échange qui doit se produire, par osmose, entre la mince couche d'air, qui constitue les régions argentées, et l'oxygène, qui est dissous dans l'eau, ne suffit pas normalement pour la respiration — très faible — des Haemonia. Ces insectes se contentant de recueillir, de temps en temps — rarement — un peu d'air, au moyen de leurs antennes, seulement pour remplacer celui qui s'est dissous dans l'eau par les rares régions (que nous avons signalées) où il se trouve en contact direct avec cet élément.

Si tel est le cas, l'Haemonia serait le seul insecte connu qui, *à l'état d'imago*, aurait un organe respiratoire, spécialement organisé pour la vie au sein de l'eau, lui permettant de retirer de cet élément l'oxygène nécessaire pour sa respiration (2).

Je terminerai par une réflexion.

---

(1) Rappelons celui de l'observation 4, qui ne commença à agiter ses antennes qu'après quinze jours d'immobilité au fond de l'eau alors que, depuis vingt-quatre heures, il essayait — mais sans y parvenir — de gagner la surface de l'eau pour y renouveler sa provision d'air.

(2) Il en est probablement de même chez les Elmidés.

Nous avons constaté que la Nèpe, l'Hydrophile, les grands Dytiques — insectes nageurs — sont pourvus de sacs ou vessies aériennes et, qu'en outre les Hydrophilidés, les Parnidés, les Notonectes, les Argyronètes, etc., — animaux nageurs ou « flotteurs » — ont leur corps entouré d'une couche d'air d'une certaine épaisseur. Or, malgré cela, ces animaux sont astreints à venir fréquemment respirer à la surface de l'eau.

Si l'air qui est contenu dans les vessies aériennes et celui qui est retenu autour du corps sert, à ces insectes, pour leur respiration, on doit s'attendre à trouver, chez l'Haemonia, — qui peut rester longtemps sans avoir besoin de renouveler sa provision d'air — de vastes vessies aériennes et un épais revêtement d'air autour du corps.

Or, c'est précisément l'inverse qui a lieu

Chez l'Haemonia, la couche d'air, qui revêt, en partie, le corps, est extraordinairement peu épaisse $\left(\frac{1}{150} \text{ de } {}^{m}/_{m}\right)$ et, en outre, cet insecte n'a point de vessies aériennes.

D'où nous concluons que les vessies aériennes et le revêtement aérien des animaux que nous venons de mentionner ne servent pas pour la respiration; mais qu'ils contribuent à alléger et à équilibrer le corps. Ils remplissent la même fonction que la vessie natatoire chez les poissons. Et, de même que certains de ceux-ci — qui restent au fond et ne nagent pas en pleine eau (le Chabot, par exemple, dit-on) — sont dépourvus de vessie natatoire, de même l'Haemonia, qui ne peut nager et ne flotte pas non plus, est dépourvu de sacs aériens et n'a autour du corps qu'un revêtement d'air d'une épaisseur extrêmement faible.

Vandœuvres (Genève).

Matériaux pour la limnobiologie

du Nord de la France

3me NOTE

Sur la présence de *Diaptomus castor* JURINE dans les mares des dunes de Wimereux-Ambleteuse et description de *Gurleya Richardi* n. sp. Microsporidie nouvelle parasite de ce Copépode d'eau douce.

par CASIMIR CÉPÈDE

Docteur ès sciences.

Station zoologique de Wimereux (P.-de-C.), France.

(Avec 15 figures dans le texte.)

Au cours des recherches que je poursuis sur la limnobiologie du Nord de la France et dont j'ai consigné déjà quelques résultats intéressant la région boulonnaise (1), j'ai eu l'occasion de grouper quelques faits qui constitueront un appoint important à la faune et à la flore du Boulonnais.

Je me propose aujourd'hui de décrire une Microsporidie nouvelle que j'ai eu la bonne fortune de rencontrer infestant un Copépode calanide d'eau douce : *Diaptomus castor* Jurine 1820.

Dans son étude sur « les Copépodes d'eau douce de la France », qui constitue la troisième partie de sa thèse, le docteur J. RICHARD, directeur du Musée océanographique de Monaco,

---

(1) 1908. CASIMIR CÉPÈDE. — Matériaux pour la limnobiologie du Nord de la France : I. Microbiologie des mares de Wimereux-Ambleteuse. — II. Quelques Diatomées de la cascade du Denacre. (*Feuille des Jeunes Naturalistes*, pp. 246-248, 35, 1er octobre 1908.)

pense que « ce Copépode est sans doute très répandu en France » et à l'époque où il publiait son étude (1891), *D. castor* était connu de Lille et d'Yvetot (Moniez) des environs de Rouen, de Vichy, de Toulouse et d'un grand nombre de localités parmi lesquelles l'auteur cite l'étang des Fonceaux, près de Paris, où il a été signalé par Hérouard et retrouvé par Richard en milliers d'exemplaires (1).

Diaptomus castor Jurine est très abondant dans les mares des dunes de Wimereux-Ambleteuse. J'ai rencontré fréquemment des individus parasités. La longueur des antennes des *D. castor* ♀, de 25 articles comme l'antenne gauche du mâle, atteint la fin du premier segment abdominal. Celui-ci a une configuration caractéristique sur laquelle il est bon d'attirer l'attention du morphologiste. Ce segment porte, en effet, de chaque côté, un renflement subconique légèrement incliné et dirigé en arrière. Il se termine dans sa région apicale par un petit mucron à sommet mousse (fig. 1 et 4). Ce caractère distingue *D. castor* Jurine des autres *Diaptomus* de notre faune. Chez ceux-ci, en effet, le mucron, lorsqu'il existe, n'est pas porté par un renflement ou prolongement basilaire : il est directement appliqué sur les côtés à peine renflés du premier segment abdominal (fig. 2 et 3).

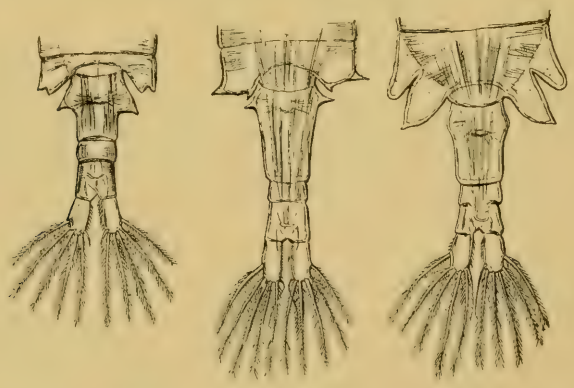


Fig. 1, 2 et 3. — Partie postérieure du céphalothorax et région abdominale de *Diaptomus castor* Jurine, de *D. gracilis* G. O. Sars et de *D. laciniatus* Lilljeborg.

(1) Voici, d'après G.-O. Sars (1903), la distribution géographique de *D. Castor* : Suède (Lilljeborg); Iles britanniques (Brady); Allemagne (Schmeil); Suisse (Jurine); France (Richard); Espagne (Bolivar); Norvège (G.-O. Sars).

J'ai rencontré abondamment le *D. castor* en étudiant, le 5 février 1906, le résultat d'une pêche effectuée dans les mares des dunes de M. Bary, débordant à ce moment de l'année sur la dune fixée à *Barbula ruraliformis*, à *Carlina vulgaris* et à *Riccia crystallina*, où végètent péniblement les *Salix repens* dont le sommet végétatif est presque toujours envahi par *Psylla salicicola* Förster. Dans cette pêche se trouvent aussi des Planorbes, de nombreuses *Limnea palustris* Müller [*Limnea palustris* Draparnaud de Bouchard-Chantereaux (1)] et l'intéressant Hydrachnide : *Hygrobates longipalpis* Herm.

Avec eux, je rencontrais communément *Eurycercus lamellatus* O.-F. Muller, qui est un des Cladocères les plus communs de la faune française. Ces Eurycerques ne m'ont jamais montré de parasites. On sait que Moniez (1887) (2) a signalé *Amœbidium crassum* Moniez dans l'intestin d'*Eurycercus lamellatus*. Malheureusement, cet Amœbidium est très imprécisément connu, ainsi que Chatton (1907) (3) le fait justement remarquer.

Au premier examen, le *Diaptomus castor* ♀ parasité, d'un jaune verdâtre et mesurant 3 m/m environ, montre toute la région postérieure du céphalothorax d'un blanc crayeux qui fixe l'attention. Cette couleur, sur laquelle Thélohan, Pfeiffer, etc., ont insisté à juste titre, fait soupçonner une infection microsporidienne. Celle-ci occupe les trois segments postérieurs du céphalothorax comme le montre la fig. 4 ci-après. Je fais une ponction à l'aiguille montée à la partie postérieure du céphalothorax. De la légère blessure sort une bouillie blanchâtre qui se laisse résoudre, même à un faible grossissement (obj. 5, Leitz), en une quantité innombrable de spores. Certaines de ces spores sont isolées ; d'autres sont encore contenues dans l'enveloppe très nettement visible du pansporoblaste qui est tétrasporé.

Après une dizaine de minutes de séjour dans le liquide phy-

---

(1) 1838 : Bouchard-Chantereaux. — Catalogue des Mollusques terrestres et fluviatiles observés jusqu'à ce jour à l'état vivant dans le département du Pas-de-Calais. *Mém. Soc. Agric. Sc. et Arts de Boulogne-s/mer* 1836. — Un tirage à part de 94 pages in-8°, 1 pl., a été fait chez Le Roy-Mabille, Boulogne, 1838.

(2) 1887 Moniez. — Sur des parasites nouveaux des Daphnies. *C. R. Ac. Sc. Paris*, t. CIV., 1887, pp. 183-185.

(3) 1907 E. Chatton. — Revue des parasites et des commensaux des Cladocères. Observations sur des formes nouvelles ou peu connues. *C. R. A. F. A. S. Reims*, 1907, pp. 797-811, avec 4 figures.

siologique, méthode qui m'avait donnné des résultats positifs dans mon étude sur *Plistophora macrospora* Cépède, parasite des muscles de *Cobitis barbatula* Linné (1), les spores laissent dévaginer leur filament spiral.

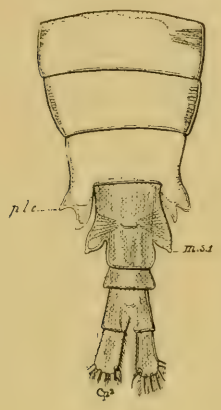


Fig. 4.

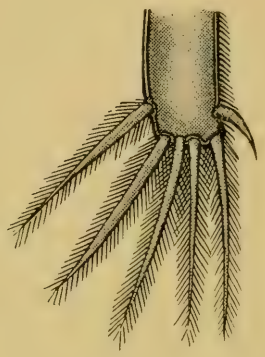


Fig. 4bis.

Fig. 4. — Trois segments céphalothoraciques postérieurs (envahis par la bouillie microsporidienne) de *Diaptomus castor* Jurine ♀. La bouillie est figurée en blanc et s'insinue jusque dans les prolongements latéraux postérieurs du dernier segment céphalothoracique. × 50.

Fig. 4bis. — Partie postérieure de la moitié gauche de la furca de *Diaptomus castor* Jurine.

Les spores sont diversement disposées à l'intérieur de la membrane pansporoblastique. L'ordonnancement de ces éléments dans les divers pansporoblastes préside à la forme de ceux-ci. Le plus grand nombre d'entre eux sont sphériques, et, dans ce cas, les spores sont rangées de telle sorte que leurs grands axes soient parallèles. Les parties renflées de deux des spores sont alors placées au contact des parties effilées des deux autres, (fig. 5) ; d'autres fois, les quatre régions renflées des spores sont placées du même côté du pansporoblaste, qui prend alors un

(1) 1906. Casimir Cépède. — Sur une Microsporidie nouvelle, *Pleistophora macrospora*, parasite des Loches franches du Dauphiné. (*C. R. Soc. de Biologie*, t. LX, p. 13. Séance du 6 janvier 1906.)

aspect irrégulier, plus ou moins ellipsoïdal (fig. 6-7-8). D'autres fois encore, trois des spores ont leur partie renflée au contact d'un même côté du pansporoblaste allongé, ovoïde, et la quatrième spore a son grand axe placé perpendiculairement à ceux des trois autres (fig. 9). Le pansporoblaste de la figure 5 mesure 6 μ de diamètre; celui de la figure 8 a un grand axe de 9 μ 4 et un petit axe de 4 μ 5; celui de la figure 7 mesure 7 μ 5 de grand axe et 4 μ 25 de petit axe; celui de la figure 9 mesure seulement

7 μ 5 de grand axe sur 4 μ 5 dans sa partie renflée. Les spores renfermées dans les pansporoblastes 5, 6 et 9 sont de petite taille : elles mesurent 4 μ à 4 μ 5 et montrent un filament dévaginé, sensiblement de même épaisseur sur toute sa longueur, qui atteint 45 μ : ce sont des microspores (fig. 14). A côté d'elles, les spores des pansporoblastes 7 et 8, dont je n'ai pas étudié la longueur du filament spiral ont un petit axe de 2 μ 80 et un grand axe de 5 μ 5 à 6 μ.

Ce fait est à rapprocher de celui que mon ami Ed. Hesse (1) a signalé chez une autre *Gurleya* : *G. legeri* Hesse. Cette *Gurleya*, parasite des larves d'*Ephemerella ignita* Poda, est, en effet, représentée au terme de son évolution par des pansporoblastes à microspores et par des pansporoblastes à macrospores, ceux-ci étant beaucoup plus rares que ceux-là.

(1) 1903. Ed. Hesse. — Sur une nouvelle Microsporidie tétrasporée du genre *Gurleya*. *C. R. Soc. de Biologie*, séance du 25 avril 1903, et *Annales de l'Université de Grenoble*, t. XVI, n° 1.

Toutefois, je n'ai pas observé, comme HESSE, que les pansporoblastes à macrospores ne renferment au maximum que trois spores disposées côte à côte, parfois seulement deux. Toujours, j'ai noté quatre spores dans les pansporoblastes observés.

Certaines spores, au lieu d'avoir la forme ovoïde normale décrite antérieurement et figurée fig. 14, montrent un léger étranglement vers le 1/3 rétréci. Ceci rappelle, en petit, le polymorphisme des spores signalé par LUTZ et SPLENDORE (1) dans les Microsporidies de divers Insectes du Brésil et que HESSE (loc. cit. p. 2) n'a pas rencontré dans sa *Gurleya legeri*. A côté des pansporoblastes, on notait, *in vivo*, des schizontes dont les uns étaient subcirculaires en projection et mesurent 4 μ sur 4 μ 22. Ils apparaissaient avec un endoplasme finement granuleux dans lequel il était impossible de déceler, sur le vivant, les éléments chromatiques. D'autres schizontes, plus volumineux, mesuraient 6 μ sur 3 μ 5 et l'un d'eux, de 6 μ sur 4 μ 5, se divisait longitudinalement (à moins toutefois que ce ne soit un début du stade de *synkarion*, ce qui est difficile à fixer sans l'examen de préparations colorées).

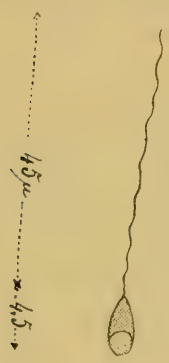


Fig. 14.

La présence de pansporoblastes tétrasporés définit cette Microsporidie des Diaptomes comme appartenant au genre *Gurleya*. Je la dédie à M. le docteur J. RICHARD, directeur du Musée océanographique de Monaco, auquel nous devons le premier travail d'ensemble sur les Copépodes d'eau douce de France.

Qu'il veuille bien accepter la dédicace de *Gurleya Richardi* n. sp. comme un hommage de reconnaissance pour l'amabilité avec laquelle il m'a confié l'étude des Copépodes marins des collections de S. A. S. le Prince Albert de Monaco.

Station Zoologique de Wimereux, 12 février 1911.

---

(1) 1903. LUTZ et SPLENDORE. — Ueber Pebrine und verwandte Mikrosporidien. Ein Beitrag zür kenntniss der brasilianischen Sporozoen (aus dem Bakt. Inst. des States Sao Paolo) (tiré à part).

LE PROBLÈME DE L'UTRICULAIRE

par Frank BROCHER

Tous les naturalistes qui s'occupent de biologie aquatique connaissent l'*Utricularia vulgaris*. Je m'abstiendrai donc de décrire cette gracieuse plante.

Je rappellerai seulement qu'on a donné deux explications du fonctionnement des utricules ou vésicules.

1° Certains naturalistes ont admis que les utricules avaient une fonction hydrostatique.

Parfois, en effet, on observe à leur intérieur des bulles de gaz. Se basant sur ce fait, on a supposé qu'ils servaient de flotteurs, destinés à soulever la plante et à la maintenir vers la surface. Cette explication n'est cependant plus considérée comme suffisante.

On a, en effet, reconnu que le poids spécifique d'une tige d'*Utricularia vulgaris* est, en général, inférieur à celui de l'eau.

Une tige d'Utriculaire, lorsqu'elle a été artificiellement dépouillée de ses utricules (1) ou lorsque aucun de ceux-ci ne contient de gaz, tendra toujours à flotter vers la surface de l'eau, grâce à l'oxygène qui, par le fait de la fonction chlorophyllienne, se trouve naturellement dégagé dans les tissus de la plante.

En outre, il existe des représentants exotiques du genre Utricularia qui ne vivent pas dans l'eau ; ce sont des plantes terrestres. Or, ces plantes sont pourvues d'utricules. Il est évident qu'il ne peut être question, dans ce cas, de leur attribuer une fonction hydrostatique.

---

(1) En automne, on trouve, parfois, des tiges d'Utriculaire dont les feuilles ont perdu tous leurs utricules. Je n'ai pas encore pu me rendre compte si c'était un fait physiologique normal, ou si les utricules avaient, peut-être, été mangés par des animaux.

Ces tiges flottent parfaitement bien.

2° D'autres naturalistes — étant donné le fait que souvent on trouve de petits animaux morts ou mourants à l'intérieur des utricules — d'autres naturalistes, dis-je, ont pensé que la fonction principale de ces organes était précisément de capturer de petites proies.

Les petits animaux, suivant eux, peuvent bien pénétrer à l'intérieur de l'utricule; mais, une fois entrés — par suite de la conformation de celui-ci — ils ne peuvent plus sortir. Ils sont destinés à périr, à se décomposer, et ils sont alors absorbés par les poils qui se trouvent sur la face interne des parois de l'utricule; poils qui fonctionneraient comme des rhizoïdes (fig. 1).

Cette hypothèse est infiniment probable.

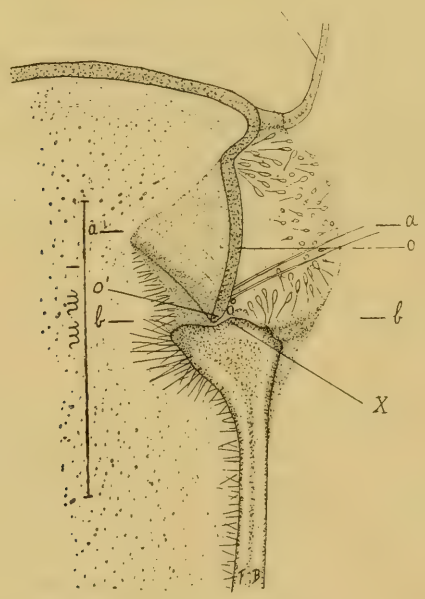


Fig. 1. — Dessin, à la chambre claire, d'après nature. Coupe longitudinale de la partie antérieure d'un utricule, faite suivant la direction indiquée par la ligne *c* — *c* sur la figure 2 *B*.

On voit : l'opercule (*o*), son bord libre (*o'*), le rebord (X) contre lequel celui-ci s'applique.

On voit aussi, en *o'*, deux des quatre grands poils, dirigés en avant et, sur tout l'opercule et les bords de l'ouverture, les poils-glandes en massue.

Enfin, à l'intérieur de l'utricule, on distingue les poils absorbants (rhizoïdes) principalement contre la paroi, au-dessous du rebord (X).

Les lettres ont, à toutes les figures, la même signification.

Büsgen, en effet, a démontré (1) que, si l'on conserve deux tiges d'Utriculaire, de même dimension : l'une dans de l'eau contenant une quantité de petits Entomostracés : l'autre dans de l'eau de même provenance, mais filtrée, la première de ces plantes croîtra normalement, tandis que la seconde ne se développera que chétivement.

On admet donc que la plante utilise comme aliment les animaux qui, ayant pénétré dans les utricules, y sont morts et s'y sont décomposés.

Mais, à présent, se pose une autre question. La plante ne fait-elle que profiter de la mort des animaux qui se sont fourvoyés dans ses utricules, ou bien ceux-ci sont-ils de véritables organes ayant pour fonction de capturer des proies pour l'alimentation de la plante?

Pour résoudre cette question il faudrait savoir comment fonctionne l'utricule.

Les différents naturalistes, qui se sont occupés de ce sujet, sont généralement d'accord pour admettre l'explication suivante :

« L'opercule de l'utricule, ainsi que les bords de l'ouverture contre laquelle il s'applique, sont garnis de poils en forme de massue, terminés par une glande sécrétant une mucosité (fig. 1). Ces glandes sont mangées par beaucoup de petits animaux (2) (Turbellaires, larves d'Insectes et surtout Entomostracés) qui en sont friands ; elles servent donc d'appât.

» Or, l'opercule, qui ferme l'ouverture de l'utricule, ne peut s'ouvrir que lorsqu'il est poussé de dehors en dedans. *Il doit donc arriver* que, tout en broutant les glandes, qui sont sur l'opercule, les animaux, inintentionnellement, le poussent et pénètrent dans l'intérieur de l'utricule. Mais, une fois entré — l'opercule ayant, par élasticité, repris sa position première et ne pouvant être poussé de dedans en dehors — l'animal se trouve captif et est destiné à périr. »

Cette explication — qui, je le répète, est généralement admise par les auteurs — n'est, en réalité, qu'une hypothèse.

A ma connaissance, aucun naturaliste n'a été témoin de l'entrée d'un animal dans un utricule et n'a décrit *de visu* les phénomènes qui se passent à ce moment-là.

C'est ce que j'ai tenté d'observer.

---

(1) Büsgen. « Uber die Art und Bedeutung des Tierfangs bei *Utricularia vulgaris* ». Ber. d. D. Bot. Ges., 1888, VI, p. LV-LXIII.

(2) Mes observations me permettent de confirmer ce fait.

Je vais donc relater quelques-unes des expériences que j'ai faites dans ce but (1), et indiquer ce qu'elles m'ont permis de constater.

Expérience 1.

D'un coup de ciseaux, je détachai de sa tige une feuille d'Utriculaire et je la mis, en observation, dans un verre de montre, rempli d'eau, placé sous une loupe montée. Je disposai la feuille de façon à ce que l'ouverture des utricules — tous sont orientés dans le même sens — fut tournée vers le haut. Au moyen de quelques débris de verre, placés les uns, sur la feuille, les autres, dessous, j'immobilisai celle-ci.

Je déposai ensuite sur l'opercule de l'utricule un petit Copépode, à demi écrasé pour l'immobiliser, mais faisant encore quelques mouvements.

Au moyen d'une aiguille extrêmement fine, je cherchai à mettre ce petit Crustacé successivement en contact avec les différentes parties de l'opercule et même j'essayai de le pousser à l'intérieur de l'utricule.

Le résultat de ces manœuvres fut, en général, nul. La seule constatation que je pus faire fût que l'opercule ne se laissait pas facilement repousser en dedans. Pour y parvenir, il fallait employer une certaine force, et même, si j'ose m'exprimer ainsi, je dirai qu'on ne pouvait pénétrer dans l'utricule que par violence, par effraction. Or, il est inadmissible que de petits Crustacés puissent déployer une force suffisante pour arriver à ce résultat.

Mais, en répétant ces manœuvres sur plusieurs utricules, il m'arriva, quelquefois, de voir le Crustacé disparaître subitement. L'événement fut chaque fois si soudain, l'animal disparût si subitement, qu'au premier moment je ne compris pas ce qu'il était devenu. Puis je m'aperçus que le Crustacé était dans l'utricule et que, d'emblée, *il était allé se loger tout au fond de celui-ci.*

Expérience 2.

Tout est semblablement disposé. Seulement, au lieu de promener sur l'opercule, au moyen d'une aiguille, un animal agonisant,

---

(1) Je ne mentionnerai que celles qui m'ont permis de faire quelques observations intéressantes.

j'essayai, au moyen d'un très fin compte-gouttes, de projeter contre l'opercule un petit Entomostracé en parfaite santé.

Cette expérience ne réussit jamais.

Le Crustacé, en général, s'échappait du compte-gouttes dès que celui-ci touchait l'eau et fuyait.

Cependant, il arriva, une fois, que le Crustacé — c'était un Cladocère — ne fût expulsé qu'avec la dernière goutte d'eau et — par suite des lois capillaires — il resta collé à la bulle d'air qui fit légèrement saillie à l'extrémité du compte-gouttes.

Or, comme j'effleurais doucement l'opercule, avec ce Crustacé adhérent à la bulle d'air, le phénomène indiqué plus haut se produisit soudain.

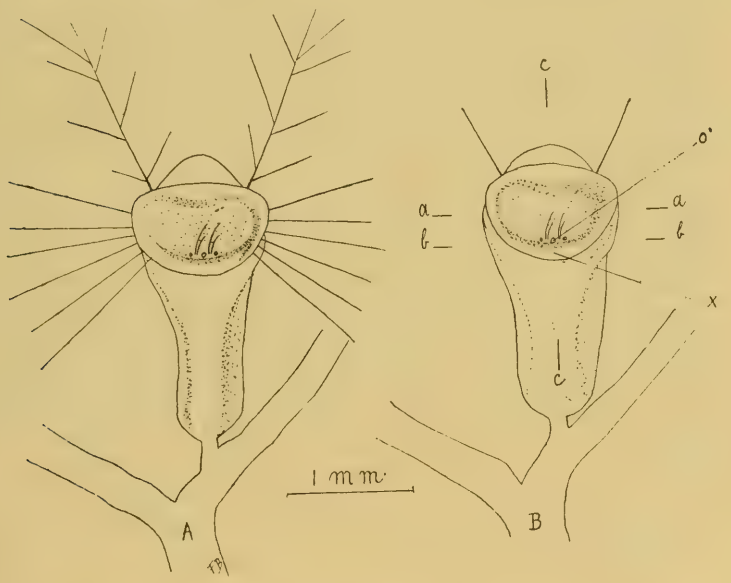


Fig. 2. — Dessin, à la chambre claire, d'après nature.

A. Un utricule, n'ayant pas encore fonctionné, vu de face. Remarquez la concavité des parois latérales. Cette figure est la seule ou nous ayons indiqué les deux prolongements en antennes et les longs poils qui constituent une sorte de couronne ou d'entonnoir autour de l'opercule de l'utricule.

B. Le même utricule, après qu'il a réagi.

Remarquez que la concavité des parois latérales a diminué.

Avec stupéfaction, je vis tout à coup disparaître, à l'intérieur de l'utricule, non seulement le Crustacé, mais encore une partie de la colonne d'air, contenue dans le compte-gouttes.

Ce résultat inattendu me permit d'interpréter le phénomène. Du même coup, il attira mon attention sur plusieurs faits particuliers, que j'avais entrevus au cours de ces diverses expériences — mais sans y attacher beaucoup d'importance.

J'avais, en effet, remarqué que :

1° Le phénomène de la disparition subite de la proie se produisait lorsque celle-ci se trouvait près du bord libre de l'opercule, et, tout particulièrement, lorsqu'elle se trouvait vers la partie médiane de cette région, à la base des quatre grands poils (en *o'* fig. 2 B).

2° Cet engloutissement soudain du Crustacé ne s'était jamais produit lorsque j'expérimentais avec des utricules qui contenaient déjà de petits animaux ou des bulles de gaz.

3° Enfin, il m'avait semblé constater, qu'au moment de la disparition du Crustacé, l'utricule tressaillait comme s'il s'y produisait une secousse et il s'élargissait très faiblement.

Le résultat de la dernière expérience mentionnée m'enleva tous doutes.

L'utricule, pensais-je, *aspire* la proie qu'il veut capturer. Et la preuve c'est qu'il a aspiré en partie l'air qui se trouvait à l'extrémité du compte-gouttes.

Mais, s'il en est ainsi, il est non moins évident que pour que ce phénomène puisse se produire, l'utricule doit se trouver dans des conditions spéciales. Un utricule renfermant déjà des proies doit avoir épuisé son pouvoir aspirateur. Cette faculté doit, de même, aussi probablement disparaître, lorsque l'utricule contient des gaz.

C'est ce qui explique, sans doute, mes nombreux insuccès.

Expérience 3.

Je cherchai donc sur la tige une feuille dont les utricules ne renfermassent ni proies ni gaz. En ayant remarqué quelques-unes qui étaient dans ces conditions, j'en détachai une de la tige, je la pris avec une pince, et je la mis dans l'eau, contenue dans le verre de montre, placé sous la loupe.

Mais, lorsque je mis l'œil à cet instrument, quel ne fût pas mon étonnement de voir que sur huit ou dix utricules que possédait la feuille, trois ou quatre, au moins, contenaient une bulle de gaz. J'étais sûr, cependant, d'avoir choisi une feuille dont les utricules étaient vides.

Je cherchai une nouvelle feuille, j'opérai de la même manière et..... le résultat fut semblable au précédent.

De plus en plus intrigué, je tentai encore un essai ; mais cette fois, après avoir immergé le verre de montre dans l'eau du bocal, où flottait la tige d'Utriculaire, j'y fis passer la feuille, détachée d'un coup de ciseaux, sans qu'elle sortit de l'eau.

Je constatai alors qu'aucun utricule ne contenait de gaz. Au moyen d'une pince, je tirai la feuille hors de l'eau et l'y replaçai immédiatement. A la suite de cette manœuvre, je vis que quelques-uns des utricules renfermaient une bulle de gaz.

Ce fut pour moi un trait de lumière. Je me rappelai que, lorsqu'on sort de l'eau une tige d'Utriculaire, on entend un grésillement, une sorte de faible crépitation, cependant bien perceptible. Le gaz qui se trouve dans les utricules ne serait-il peut-être, pensais-je, que de l'air absorbé — aspiré — par les utricules, au moment où l'on sort la plante de l'eau?

Dès le lendemain, pressé de résoudre cette question, muni de bocaux à large ouverture, je me rendis au marais. Plusieurs plantes d'Utriculaire flottaient près de la surface. Je détachai une tige d'une de ces plantes et, sans la sortir de l'eau, je la fis passer dans un bocal que j'avais immergé. Là, je l'examinai au moyen d'une loupe. Aucun utricule ne contenait de gaz Je tirai alors la tige hors du bocal et la crépitation se produisit.

Lorsque j'eus remis la tige dans le bocal, je constatai alors que, presque à chaque feuille, un ou deux utricules, au moins, avaient une bulle de gaz.

Je refis cet essai plusieurs fois et toujours j'obtins un résultat identique.

Donc, le *gaz* qu'on observe dans certains utricules et auquel on avait attribué une fonction hydrostatique n'est que de l'*air* qui a été aspiré par l'utricule lorsqu'on a sorti la plante de l'eau.

Les utricules d'une plante d'Utriculaire qu'on n'a jamais extraite de l'eau ne contiennent jamais de gaz.

En possession de quelques tiges, attirées sous l'eau dans un bocal pour éviter tout contact avec l'air, je revins à la maison, impatient de me livrer à de nouvelles observations.

Je constatai d'abord que les utricules, lorsqu'ils n'avaient pas encore fonctionné, — c'est-à-dire lorsqu'ils ne contenaient ni proies, ni air — au lieu d'avoir une forme vaguement globuleuse, étaient aplatis latéralement.

MARINE BIOLOGICAL LAB. WOODS HOLE LIBRARY MASS.

Les faces latérales étaient mêmes franchement concaves (fig. 2 A). Mais, lorsque l'utricule contenait des proies, cette concavité des faces latérales était d'autant moins prononcée que le nombre des animaux capturés était plus considérable. Elle pouvait même se changer en une faible convexité.

Expérience 4.

Ayant détaché une feuille de sa tige et l'ayant recueillie dans un verre de montre, avec les précautions indiquées précédemment, je la plaçai sous la loupe montée.

Puis, choisissant les utricules qui étaient à la fois les plus grands et les plus aplatis, je cherchai à provoquer le mouvement d'aspiration en titillant simplement, avec la pointe d'une aiguille, la région médiane du bord libre de l'opercule, à la base des quatre grands poils (région *o'* fig. 2 B).

Le résultat dépassa toutes mes espérances.

Dans ces conditions, en choisissant les utricules qui me semblaient devoir réagir, — c'est-à-dire en négligeant ceux récemment formés, de dimensions encore trop minimes, et ceux qui renfermaient déjà des proies, — j'obtins, presque à coup sûr, au contact de l'aiguille, une réaction de l'utricule.

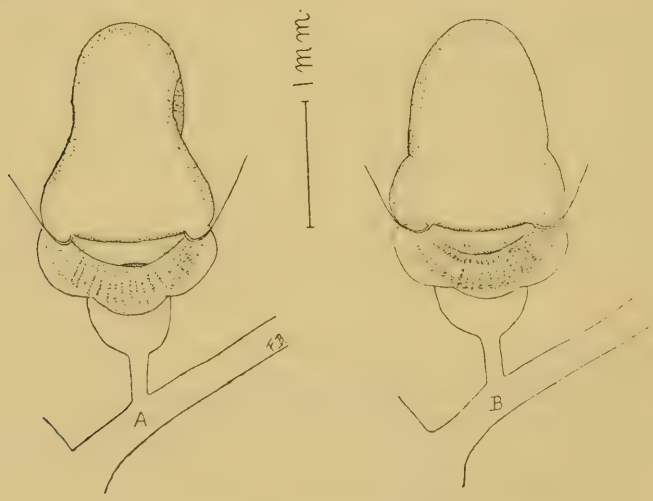


Figure 3. — Dessin, à la chambre claire, d'après nature.

A. Un utricule, n'ayant pas encore fonctionné, vu sous un autre angle que celui de la figure 2.

B. Le même, après qu'il a réagi. Remarquez son élargissement.

Celui-ci tressaillait, faisait un petit soubresaut et on constatait que la concavité de ses faces latérales avait diminué.

Je répétai cette expérience un grand nombre de fois. Je réussis même, en plusieurs occasions, à prendre à la chambre claire — et sans déplacer ni l'utricule, ni l'instrument — le croquis d'un même utricule avant qu'il fût touché et après qu'il eût réagi (voir fig. 2 A et B; fig. 3 A et B).

Lorsqu'un utricule a réagi — s'est dilaté — il doit s'écouler un certain temps avant qu'il soit en état d'aspirer à nouveau. Jamais je n'ai pu provoquer deux fois de suite la réaction d'un utricule. Mais, dans la nature, cela doit arriver, — peut-être à plusieurs heures d'intervalle, — puisqu'un utricule est capable de capturer plusieurs proies à des moments différents (1).

J'ai relaté jusqu'à présent, d'une manière aussi objective que possible, uniquement des *faits observés*; je vais maintenant essayer de coordonner ces faits entre eux et énoncer une *hypothèse*, qui me paraît expliquer, d'une manière plausible, le fonctionnement de l'utricule.

Les schémas ci-après faciliteront notre exposé (fig. 4 A, B, C, D) :

L'utricule est composé de deux parties essentielles : 1° la cavité intérieure (*i*), avec son contenu liquide ou muqueux, et 2° les parois (*p*) qui la limitent.

Ces parois, à leur tour, peuvent être distinguées en parois p. p. d. (*p*) et en opercule (*o*).

Il faut admettre que, pendant le développement de l'utricule, les parois (*p*) augmentent d'étendue plus rapidement que le contenu de la cavité (*i*) n'augmente de volume.

Elles s'infléchissent alors afin de s'adapter à la dimension de l'espace qu'elles doivent limiter. Il se produit le même phénomène — *mutatis mutandis* — que lorsque l'on aspire l'air contenu dans un ballon en caoutchouc (2).

---

(1) On peut donner, de ce fait, deux explications que nous indiquerons plus loin, quand nous aurons énoncé l'hypothèse qui nous paraît expliquer les causes de la dilatation de l'utricule.

(2) Dans le cas du ballon, c'est le volume du contenu qui diminue et la surface du contenant qui conserve sa dimension primitive. Dans le cas de l'utricule, le volume du contenu (*i*) ne change pas, mais la capacité du contenant (*p*) tend à augmenter par le fait de l'accroissement de l'étendue de ses parois (*p*). Quoi qu'il en soit, dans ces deux cas, le résultat est identique. Le contenant se trouve avoir une capacité supérieure au volume de ce qu'il doit contenir.

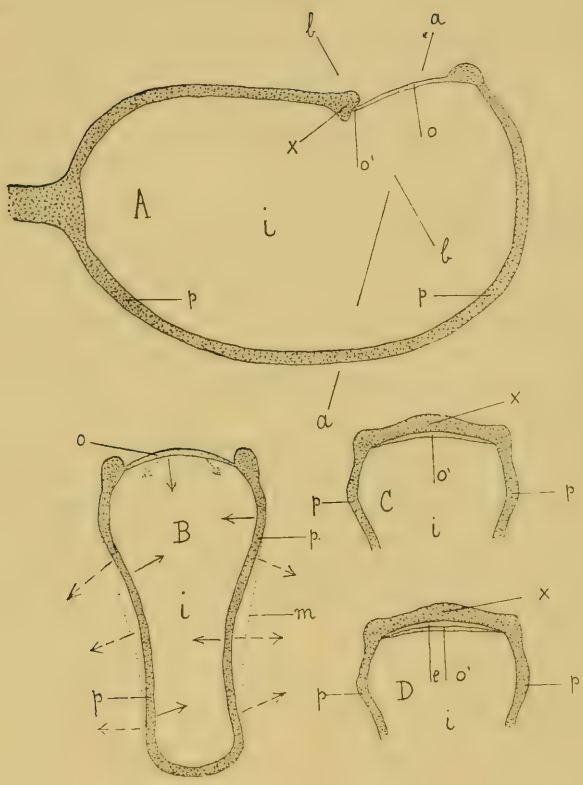


Figure 4. — Schémas.

A. Coupe schématique longitudinale d'un utricule, faite suivant la direction indiquée par la ligne *c* — *c* à la figure 2 *B*.

B. Coupe schématique transversale d'un utricule faite suivant la direction indiquée par la ligne *a* — *a* sur les figures 1 et 2 *B*.

La signification des diverses espèces de flèches est indiquée dans le texte.

p = parois de l'utricule, *o* = opercule.

i = contenu intérieur (en état de pression négative).

C. Coupe schématique transversale de la région antérieure d'un utricule au repos. Cette coupe, supposée faite suivant la direction indiquée par la ligne *b* — *b* sur les figures 1, 2 *B* et 4 *A*, passe donc exactement à l'endroit où le bord libre (*o'*) de l'opercule s'appuie contre le rebord (X) de l'ouverture de l'utricule.

D. Même coupe que la précédente, mais supposée faite pendant que le bord (*o'*) de l'opercule était contracté. Il en résulte qu'un petit espace libre (*e*) existe entre le rebord (X) et le bord de l'opercule (*o'*).

C'est par cet espace que la cavité (*i*) communique momentanément avec le milieu extérieur.

Dans ce cas, les parois du ballon, pour rester en contact permanent avec le contenu, s'infléchissent et se rapprochent les unes des autres ; elles tendent à prendre la forme qui leur impose le minimum de contraction superficielle, c'est-à-dire la forme qui embrasse le plus petit volume sous une surface extérieure donnée.

La physique nous apprend qu'un corps *sphérique*, dans ces conditions-là, prend une forme se rapprochant du tétraèdre. Or, l'utricule de l'Utriculaire a, lui aussi, une forme vaguement tétraédrique.

Les parois (*p*) de l'utricule se trouvent donc influencées par deux forces :

1° Par le fait de la pression atmosphérique et hydraulique, les parois latérales — comme nous venons de l'expliquer — tendent à se rapprocher l'une de l'autre. (Cette force, sur la fig. 4 B, agit dans le sens des flèches en trait plein) ;

2° Mais, au fur et à mesure que — par le fait de cette pression — les parois sont déprimées, la tension des tissus qui les constituent augmente (comme celle d'un ressort, qu'on plie, augmente proportionnellement à son degré de flexion) et cherche à les ramener à une position normale, représentée par la ligne en pointillé (*m*) sur la figure 4 B. (Cette force, sur la fig. 4 B, agit dans le sensdes flèches en trait interrompu).

Les parois de l'utricule prendront donc une position d'équilibre intermédiaire, dépendant de l'intensité relative de ces deux forces, opposées l'une à l'autre.

Et on peut admettre que, par suite de la tension des parois qui cherchent constamment à se redresser, le milieu intérieur (*i*) de l'utricule se trouve toujours dans un état de très faible pression *négative*.

La preuve que cet état existe réellement nous est fournie par le fait que, si l'on troue avec une aiguille les parois (*p*), on verra celles-ci s'écarter l'une de l'autre et l'utricule se dilater au maximum.

Il va sans dire que, si l'opercule (*o*) fonctionnait comme on l'a admis jusqu'à présent et s'il était disposé aussi simplement que cela est représenté généralement dans les livres, cet état de pression négative ne pourrait exister, et se maintenir, à l'intérieur de l'utricule.

Mais tel n'est pas le cas. La disposition de l'opercule est un peu différente et rend cet état de chose possible.

L'opercule, en entier, est bombé comme l'est un verre de montre; mais sa courbure est plus considérable de droite à gauche que d'avant en arrière (1). Il est plus bombé sur la coupe tranversale (fig. 4 B) que sur la coupe longitudinale (fig. 4 A).

En outre, l'opercule se continue directement avec les parois de l'utricule sur les deux tiers, au moins, de sa périphérie. Le tiers inférieur seul est libre.

Il résulte de cette disposition que, lorsque les parois (*p*) se rapprochent l'une de l'autre — par le fait de la pression négative qui existe à l'intérieur de l'utricule — elles compriment l'opercule, surtout latéralement, et augmentent sa courbure. Or, le bord libre de celui-ci (*o'* fig. 1, fig. 2 B, fig. 4 A) s'applique d'autant plus exactement contre le rebord (X mêmes figures) de l'utricule qui lui est opposé, que la courbure de l'opercule est plus considérable.

L'opercule (*o*), lui, se trouve aussi influencé par les deux mêmes forces qui agissent sur les parois latérales de l'utricule, soit :

1° La pression négative qui existe à l'intérieur de celui-ci (représentée par des flèches en trait plein, fig. 4 B) et 2° la tension élastique de ses propres tissus, cherchant à reprendre une position normale, mais maintenus courbés par la pression latérale (cette force est représentée sur la fig. 4 B par les flèches en pointillé.)

Ces deux forces, au lieu d'être opposées l'une à l'autre, comme dans le cas précédent, agissent au contraire toutes deux dans le même sens ; elles tendent à aplatir l'opercule et à l'attirer vers l'intérieur de l'utricule. Ce qui empêche que ce déplacement se produise, c'est le fait que la pression des parois latérales de l'utricule — pression qui tend à courber l'opercule (flèches en trait plein fig. 4. B) — à elle seule, contre-balance l'effet de ces deux forces.

Les différentes parties qui constituent l'utricule se trouvent dans un état d'équilibre instable parce que les forces, qui concourent à les maintenir dans leurs positions respectives les unes par rapport aux autres, sont opposées les unes aux autres et dépendent les unes des autres. Il suffira, qu'à un moment donné, une seule de ces forces éprouve une augmentation ou une diminution minime pour que cet état d'équilibre soit rompu.

---

(1) Pour comprendre le sens de ces termes, il faut admettre que l'utricule est orienté comme nous l'avons représenté sur la figure 2 A et B.

Admettons maintenant que la région médiane du bord libre de l'opercule (*o'*) soit douée d'une certaine sensibilité et d'une certaine contractilité. Admettons que, lorsque cette région subit un attouchement, il s'y produise une très faible contraction (fig. 4 D).

Cette contraction amènera naturellement une diminution de la courbure du bord libre de l'opercule (*o'*) à l'endroit où il est appliqué contre le rebord (X) de l'utricule qui lui fait face (fig. 1, 2 B, 4 A, 4 C et surtout 4 D). Ce rebord, lui, ne subissant pas de changement dans sa courbure, il en résultera que les deux sufaces ne s'appliqueront plus, exactement, l'une contre l'autre. L'occlusion de l'utricule ne sera plus complète ; la cavité intérieure (*i*) communiquera tout à coup avec le milieu extérieur ; la pression négative, qui y existe, cessera ; et, à l'instant même, l'équilibre des forces sera détruit. L'élasticité des parois (*p*) entre immédiatement en jeu. Celles-ci, en se redressant, augmentent la capacité de la cavité de l'utricule et, par ce fait, augmentent la quantité d'eau qui y est aspirée (1).

Il va sans dire que si c'est un petit animal qui, par son contact, a déchaîné tous ces événements, il sera instantanément entraîné dans l'utricule par le courant d'eau qui s'y précipite. Si l'animal a une taille assez volumineuse, une partie seulement de son corps pénétrera ; l'autre partie restera dehors.

Cela nous explique les cas où l'on a observé des vers, ou même de petits poissons, dont une extrémité seulement du corps était prise dans l'utricule et, souvent, c'était l'extrémité postérieure. Faits qui montrent bien que — dans ce cas-là au moins — l'animal ne cherchait pas à pénétrer volontairement dans l'utricule.

La contraction du bord libre de l'opercule (*o'*) peut être tellement rapide et de si courte durée que le bord (*o'*) vient se rappliquer contre le rebord (X) avant que les parois (*p*) soient arrivées en (*m*). Dans ce cas, l'utricule n'ayant utilisé qu'une partie seulement de sa force aspiratrice, peut encore se dilater s'il se produit en *o'* une nouvelle contraction de cette région.

---

(1) Les parois (X) en se redressant fonctionnent comme le ferait une pompe aspirante. Pour continuer notre comparaison avec un ballon en caoutchouc, nous dirons que, lorsque l'opercule s'éloigne du rebord (*p*), il se passe les mêmes phénomènes que lorsqu'on perce un trou à un ballon en partie dégonflé. Tout le monde sait que, dès que l'air peut pénétrer, le ballon reprend plus ou moins sa forme sphérique.

On peut aussi admettre que le contenu (*i*) de l'utricule se résorbe lentement — absorbé par les poils rhizoïdes.

Dans ce cas, le phénomène est identique à celui qui se produit lorsqu'on aspire l'air contenu dans un ballon en caoutchouc. Les parois, pour rester en contact permanent avec le contenu dont le volume diminue, s'infléchissent et viennent reprendre leur position primitive. Elles se trouvent donc de nouveau « en état de tension » et prêtes à fonctionner.

J'ai vainement cherché un moyen qui me permit de démontrer la probabilité de l'hypothèse que je viens d'énoncer. Je n'en ai pas trouvé.

Seulement, suivant la constitution histologique du bord libre de l'opercule (*o'*), la vraisemblance de cette hypothèse pourra se trouver augmentée ou, au contraire, amoindrie. Ne m'occupant que peu de botanique et mes connaissances en histologie végétale étant pour ainsi dire nulles, je n'ai pas entrepris cette minutieuse recherche qui est du ressort d'un spécialiste.

VANDŒUVRES (Genève).

Origine des couleurs des eaux

PAR

K. LOPPENS (Nieuport)

AVANT-PROPOS.

La question de l'origine de la couleur des eaux n'est pas étudiée depuis bien longtemps; il suffit d'ailleurs, pour s'en convaincre, de consulter la bibliographie; un petit nombre seulement d'études sérieuses ont été entreprises pour élucider ce problème. Certes, nous sommes bien plus avancés qu'il y a quelques années, mais enfin, il reste encore des recherches à faire, des points à résoudre.

Cette étude se complique encore pour la raison qu'elle est du domaine de la physique, de la chimie, de la zoologie et de la botanique.

Un spécialiste, étudiant isolément la question, n'étudie naturellement que tout ce qui regarde sa spécialité; il y a même plus, il veut souvent tout expliquer à l'aide de sa science spéciale, et généralise ses observations et expériences à toutes les eaux de la nature.

Il y a encore des chercheurs qui n'observent que dans le laboratoire, et se bornent aux expériences, sans contrôler et achever leurs études dans la nature même; de là souvent des conclusions généralisées un peu trop hardies et souvent erronées.

Quoique envisageant la question sous toutes ses faces, je l'ai étudiée personnellement surtout au point de vue des colorations produites par la présence d'organismes composant le microplankton animal et végétal, ainsi que des matières colorantes d'origine végétale en dissolution.

Quelques recherches intéressantes sur ces derniers colorants ont été faites en Amérique, pour les eaux des environs de Boston. Il était intéressant d'étudier les causes de la coloration des eaux de la Belgique, surtout au point de vue des matières colo-

rantes provenant de la décomposition végétale et de la présence des organismes planktoniques.

J'ai cru rendre mon travail plus complet en passant en revue quelques recherches très intéressantes concernant la coloration de l'eau, en discutant plusieurs points encore insuffisamment étudiés ou mal interprétés.

Comme mon travail ne s'adresse pas seulement aux spécialistes, et que, de plus, le sujet est du domaine de plusieurs sciences, j'ai cru utile de donner plusieurs détails qu'on ne trouve que dans les grands traités généraux, que le lecteur n'a pas toujours sous la main, et dont la consultation demande d'ailleurs beaucoup de temps.

Je dois remercier ici toutes les personnes qui m'ont aidé dans mes recherches et expériences nombreuses, ainsi que celles qui m'ont fourni des renseignements bibliographiques précieux, notamment le Dr E. Rousseau, ainsi que M. A. Kemna, des Waterworks d'Anvers, qui m'a donné en plus des renseignements très intéressants concernant ses propres observations et expériences; M. Jean Massart m'a permis d'utiliser plusieurs analyses d'eaux belges, parues dans son travail sur la géographie botanique de la Belgique.

INTRODUCTION.

Mes recherches ont été faites en grande partie en Belgique, et surtout dans les eaux de la basse Belgique : étangs, rivières et fossés des polders. Les eaux saumâtres ayant une composition parfois très différente de la surface au fond, j'ai fait des comparaisons de couleurs qui montrent que les eaux supérieures ne sont pas toujours de même couleur que celles du fond.

Pour ces recherches je me suis servi d'un flacon de 500 cc. entouré d'une épaisse plaque de zinc formant lest et protégeant en même temps le flacon contre les chocs. Une anse mobile est fixée à un fil de bronze phosphoreux; le bouchon est traversé par un fil de cuivre retenu par une rondelle à la partie inférieure; ce fil est fixé à la partie supérieure de l'anse de façon que celle-ci soit inclinée quand le bouchon est fixé dans le goulot; de cette façon il suffit de donner une secousse un peu brusque au fil de bronze, quand la bouteille est arrivée à la profondeur voulue, pour en détacher le bouchon, et remplir le flacon de l'eau à examiner. Dans ces conditions on ne peut naturellement pas observer l'eau en grande masse, aussi doit-on se contenter de l'observer en tube, au laboratoire.

Je me suis d'ordinaire servi de deux tubes de verre blanc, de $0^{m}04$ de diamètre et $0^{m}50$ de haut, placés côte à côte, afin de permettre la comparaison de deux échantillons d'eau.

L'étude des eaux en tubes permet d'observer le faisceau lumineux par transmission; elle offre de plus l'avantage de travailler toujours dans des conditions identiques à tous les points de vue : volume, couleur du fond, direction de la lumière, etc.

Par les tubes on peut démontrer la grande influence du fond sur la couleur des eaux transparentes de peu de profondeur, dont le fond est coloré en couleurs assez voyantes.

Ainsi, il suffit de poser le tube sur un papier bleu ou vert, pour voir l'eau colorée en ces couleurs, au point qu'une personne non prévenue, et ne voyant pas le papier, croit réellement que l'eau elle-même est colorée. On a cependant exagéré l'influence du fond sur la coloration de l'eau dans la nature; elle n'existe que bien rarement, et là seulement où l'eau est très peu profonde et calme, et le fond coloré d'une couleur assez vive.

Il est inexact, par exemple, de prétendre que la mer possède une teinte vert jaune parce que le fond est formé de calcaire ou de sable blanc; qu'elle est brune, grise ou noirâtre parce que le fond est sombre et formé spécialement par de la vase.

Lord Rayleigh prétend aussi que la mer est verte quand le fond est formé de sable jaune, couleur qui s'ajoute au bleu fondamental de l'eau et produit le vert; que dire alors des mers profondes qui possèdent des eaux vertes? Il attribue également une grande influence à l'état du ciel; il croit que le bleu foncé ne se voit que quand le ciel est bleu d'azur; il avoue cependant avoir vu une mer bleue par temps couvert.

L'état du ciel n'a d'autre influence que de changer l'intensité de la coloration; il est évident que, par un ciel d'azur, la lumière est très vive et toutes les couleurs de la nature en sont avivées; une mer bleue ou verte sera donc d'un bleu ou vert plus pur et plus vif par temps clair que par temps couvert, mais il n'y aura en réalité pas de changement de coloration.

Ray Lankester remarque aussi qu'il a observé des eaux dans des réservoirs de distribution, dont les dimensions étaient 20 pieds sur 40, et 15 pieds de profondeur; ces eaux étaient bleues par temps couvert comme par un ciel sans nuages. Il n'y a donc pas lieu de tenir compte de l'influence du ciel, dans cette question.

L'observation au tube de $0^{m}50$ ne permet pas de voir toutes les couleurs qu'on observe dans les eaux de la nature. On ne peut en effet observer que toute la gamme des teintes jaunes, jaune brun et brun, jamais les eaux bleues et vertes n'ont ces couleurs dans un tube de cette longueur.

C'est pour cette raison que j'ai employé souvent des tubes en verre de $1^{m}50$ de longueur et $0^{m}04$ de diamètre; avec ces tubes on peut nettement observer la teinte bleue, verte ou brune des eaux qui possèdent l'une de ces couleurs vues par réflexion dans la nature. La couleur est donc la même, qu'on observe une eau naturelle par transparence ou bien par réflexion.

Ces tubes, comme ceux de $0^{m}50$, étaient également au nombre de deux, posés verticalement sur un support; des disques en papier blanc se trouvaient sous le fond. Dans ces conditions, les multiples réflexions qui se produisent sur les parois des tubes, augmentent la coloration, ce qui permet de l'observer plus nettement qu'avec des tubes de même longueur et diamètre, mais posées horizontalement, et recevant donc la lumière uniquement par le fond.

Pour observer les eaux bleues, il vaut mieux cependant lever un peu le tube au-dessus du disque blanc, de façon à l'éclairer un peu par le fond ; en agissant ainsi, l'intensité de la teinte bleue augmente notablement.

Le grand défaut de ceux qui veulent reproduire les expériences sur la coloration des eaux, c'est qu'ils ne travaillent pas dans des conditions identiques ; il faut, en effet, que les tubes soient de mêmes longueur et diamètre ; que le verre en soit bien blanc, et qu'ils se trouvent dans la même position.

L'intensité de l'éclairage est un grand point, et doit se régler par tâtonnements ; la lumière doit arriver très obliquement sur la base du tube. La couleur est souvent plus nette, plus visible en entourant la partie supérieure du tube d'un manchon en carton noir de $0^{m}50$ de longueur ; on évite ainsi les réflexions lumineuses trop près de l'œil de l'observateur.

L'observation de la couleur de l'eau dans la nature n'est pas toujours aisée, à cause des influences multiples qui changent ou masquent la couleur réelle. Les nuages, les plantes des berges, les objets flottants même peuvent changer la couleur ; il n'y a naturellement pas lieu de tenir compte de ces couleurs dans l'étude des colorations, puisqu'elles sont indépendantes de l'eau elle-même ; ce ne sont d'ailleurs que les artistes peintres qui s'en occupent et les reproduisent plus ou moins exactement dans leurs tableaux ; pour une étude scientifique de la coloration des eaux, il suffit d'éviter ces jeux de la lumière qui faussent les observations.

Le meilleur procédé pour l'observation de la couleur, consiste à regarder l'eau bien verticalement, le soleil derrière soi, et, s'il le faut, la tête recouverte d'un voile noir : l'habitude y est également pour beaucoup, comme en toutes choses d'ailleurs ; il faut évidemment une vue normale, qui permet de distinguer toutes les couleurs.

Il est très important, pour les eaux jaunes et brunes, de les observer en tube très peu de jours après la prise des échantillons ; on remarque, en effet, qu'en conservant ces eaux quelque temps en flacons, il se forme un dépôt brun sur les parois, très difficile à enlever ; il en résulte que ces eaux se clarifient lentement et ne peuvent plus donner, après quelque temps, des analyses exactes.

Il serait très utile de pouvoir comparer les couleurs des eaux entre elles en se basant sur une échelle de couleur, ou colorimètre, facile à construire et à conserver.

Malheureusement, tous les essais faits dans cette voie, n'ont, jusqu'à présent, pu donner satisfaction complète. L'échelle de Forel est très facile à préparer, mais il paraît que les mélanges de chromate de potasse et la solution de sulfate de cuivre ammoniacale ne conservent pas la même couleur indéfiniment. D'ailleurs ces couleurs ne peuvent coïncider qu'avec celles de certaines eaux, notamment les bleues et les vertes, mais ne conviennent pas pour les eaux de couleur jaune brun, brune, brun foncé et brun verdâtre.

Voici en quoi consiste l'échelle de Forel : onze tubes de 7 centimètres de long et 9 millimètres de diamètre sont numérotés de 1 à 11.

La solution bleue est composée de :

Sulfate de cuivre	1 partie.
Ammoniaque.	5 parties.
Eau	194 "

La solution jaune est composée de :

Chromate neutre de potasse . .	1 partie.
Eau.	199 parties.

Le mélange se fait de la manière suivante :

Tube	1	solution	jaune	0	solution	bleue.	100
"	2	"	"	2	"	"	98
"	3	"	"	5	"	"	95
"	4	"	"	9	"	"	91
"	5	"	"	14	"	"	86
"	6	"	"	20	"	"	80
"	7	"	"	27	"	"	73
"	8	"	"	35	"	"	65
"	9	"	"	44	"	"	56
"	10	"	"	54	"	"	46
"	11	"	"	65	"	"	35

On obtient ainsi une gamme de couleurs allant du jaune au bleu, en passant par le vert.

La méthode de Allen Hazen est intéressante, voici la solution à préparer :

Chlorure double de platine et de potassium. .	gr. 1,246
Chlorure de cobalt exempt de fer	" 1,000
Acide chlorhydrique concentré.	100 cc.

Eau distillée (la quantité nécessaire pour obtenir 1 litre de liquide).

Chaque centimètre cube de la solution vaut 0,1 degré colorimétrique. Les tubes se préparent en diluant à 50 cc. Il paraît que les solutions se conservent pendant plusieurs mois; seulement, il est impossible d'employer ces solutions pour comparer des eaux vues sous une épaisseur un peu grande (1 mètre d'après Kemna) ; les eaux jaunâtres sous une faible épaisseur, deviennent en effet vertes ou vert bleuâtre vues dans un grand tube.

La méthode de Tiemann et Gaertner consiste à préparer une solution composée de :

Sucre pur	1 gramme.
Eau distillée	50 cc.
Acide sulfurique	1 cc.

(un volume d'acide pour trois volumes d'eau).

Faire bouillir pendant dix minutes, ajouter :

Soude caustique	1 cc.

(d'une solution d'hydrate de sodium, une partie pour deux parties d'eau).

Faire bouillir de nouveau pendant dix à douze minutes. Le liquide obtenu est brun foncé; on ajoute la quantité d'eau distillée pour obtenir 1 litre de liquide. Pour la comparaison, on remplit un tube de façon à avoir une hauteur de 40 centimètres de l'eau à examiner; dans un autre tube, de même diamètre, une même hauteur d'eau distillée. A cette dernière on ajoute un certain nombre de centimètres cubes de la solution de sucre, jusqu'à ce qu'on obtienne une teinte égale.

Dans ce procédé, on ne peut comparer que des teintes jaunes et brunes. D'autres colorimètres ont été imaginés, notamment celui de Lovibond, basé sur la superposition de lames de verre coloriées; cela semble très commode et pratique, mais en réalité il n'y a pas moyen de comparer les observations faites avec ces colorimètres, à cause de la difficulté de se procurer des verres de teintes absolument identiques.

D'autres procédés sont employés, basés uniquement sur des solutions chimiques, notamment l'ammoniaque nesslérisé de Leids; une variante de la précédente méthode due à Mme Richards; la méthode de Crookes, Odling et Tidy ; la solution étendue de bichromate de potasse employée par Kemna. La plupart de ces colorimètres sont très imparfaits; le dernier ne

donne qu'une gamme très restreinte de teintes jaunes de différentes intensités.

Bref, aucun ne convient à la comparaison de toutes les teintes des eaux naturelles, ni même pour l'observation en tubes. Aussi, j'ai dû me borner à mentionner les teintes observées sans pouvoir me baser sur une échelle quelconque.

Je crois nécessaire de faire connaître la valeur des termes que j'ai employés pour désigner les couleurs des eaux observées dans la nature : une eau désignée comme vert brun signifie que les deux teintes y ont la même intensité ; vert brunâtre désigne que le vert domine et se trouve mélangé à une légère teinte brune : les mêmes termes ont été employés pour tous les autres mélanges de couleurs.

Les autres désignations sont les mêmes que celles qu'on emploie couramment en parlant de la couleur des objets observés. On croirait de prime abord qu'il est impossible de distinguer à vue toutes ces nuances différentes, parfois peu tranchées, cependant il suffit d'un peu d'habitude pour les distinguer nettement. Ainsi pour les eaux marines on observe le bleu d'outremer ou azur foncé, le bleu pâle, le bleu verdâtre, le vert foncé, le vert, le vert bleuâtre, le vert grisâtre, le vert gris, le gris, le noir, le rouge sombre et le rose.

Pour les eaux saumâtres : le vert pâle, le vert, le vert foncé, le vert jaune, le vert brunâtre, le vert brun, le jaune verdâtre, le brun jaunâtre. Pour les eaux douces : le bleu d'outremer, le bleu pâle, le bleu verdâtre, le vert, le vert grisâtre, le jaune foncé, le brun, le brun foncé, le brun rougeâtre et l'orangé.

D'après des recherches faites aux environs de Boston, en Amérique, on a signalé le phénomène du changement périodique de la couleur des eaux, sous l'action de la température, produisant des courants verticaux de bas en haut, ou courants de convection.

Pour que des changements de couleurs se produisent par convection, il faut que les conditions suivantes soient remplies : densité des couches d'eau supérieures plus grande que celles des couches du fond ; eau du fond de coloration différente de celle de la surface ; composition chimique de l'eau du fond égale ou peu différente de celle de la surface.

Dans la basse Belgique, les changements de coloration par suite du refroidissement des couches supérieures ne se produisent pas, parce que, dans les eaux douces, les couches du fond ont la même coloration que celles de la surface.

Ces courants existent cependant, puisque bien souvent la température du fond est supérieure à celle de la surface, ainsi que je l'ai observé dans plusieurs cours d'eau et rivières, notamment dans la crique de Nieuwendam, près Nieuport, où j'ai observé en janvier 1907, à la surface 5°10, au fond 5°50; en mars 1907, à la surface 5°00, au fond 5°50.

Les endroits, où ces températures ont été prises, avaient une profondeur très faible, 2 mètres à 2^{m}50.

Dans les cours d'eau plus profonds on observe une différence plus grande; dans l'Yser, près de Nieuport, j'ai observé en septembre 1907, à la surface 17°, au fond 18°8 : la profondeur était de 4^{m}10. Dans l'arrière-port de Nieuport, j'ai observé en novembre 1910, à la surface 4°, au fond 6°8, pour une profondeur de 5^{m}50. D'après des observations faites dans le cours d'une année entière, on remarque que la température du fond est supérieure en automne et en hiver; le maximum de différence s'observe en automne, ce qui s'explique facilement, puisque la température des couches supérieures s'abaisse parfois assez brusquement et assez considérablement pendant cette saison, alors que le fond est encore assez chaud.

Cependant, aucun changement de teinte ne peut résulter de ces différences de température, là même où les eaux du fond diffèrent de teinte avec celles de la surface, parce que ces différences de couleur ne se présentent que dans les eaux où les couches inférieures sont notablement plus denses, à cause des mélanges de l'eau douce et de l'eau de mer, ce qui s'observe partout dans les ports et les cours d'eau jusqu'à plusieurs kilomètres en amont des écluses qui barrent le passage aux eaux des ports maritimes.

D'après mes observations faites dans l'Yser à 300 mètres en amont des écluses de Nieuport, j'ai trouvé les couleurs suivantes, d'après la profondeur et la densité :

Profondeur.	Densité.	Couleur.
0,00 ^{m}	1,002	brun foncé.
0,50 ^{m}	1,003	brun
1,00 ^{m}	1,003	"
2,00 ^{m}	1,005	brun verdâtre.
2,50 ^{m}	1,012	vert brunâtre.
4,00 ^{m}	1,016	" "
4,50 ^{m}	1,016	" "

D'autres fois, j'ai observé à la surface une couleur brun verdâtre, et une densité de 1,004; au fond, une couleur verte et une densité de 1,020.

Dans la crique de Nieuwendam, près de Nieuport, j'ai trouvé sur 28 observations faites en toutes saisons de juin 1906 à juin 1907, pour une profondeur de $2^{m}25$, les couleurs suivantes : à la surface, densité minima, 1,000, couleur brun foncé, densité maxima, 1,005, couleur brun verdâtre; au fond, densité minima, 1,000, couleur brun foncé, densité maxima, 1,011, couleur vert brunâtre.

A la surface la couleur varie donc du brun foncé au brun verdâtre, la moyenne est brun foncé; au fond, la couleur est brun foncé, brun verdâtre ou vert jaunâtre, mais rarement cette dernière couleur; d'ordinaire c'est le brun verdâtre.

Dans les ports maritimes, les différences sont également considérables au point de vue densité et couleurs; dans le port de Nieuport j'ai trouvé ce qui suit :

Densité et couleur des eaux du port de Nieuport.

Date.	Surface.		Fond.	
Sept. 5,1910	1,0061	brun verdâtre	1,0215	vert
» 19 »	1,0063	»	1,0215	»
» 26 »	1,0075	»	1,0215	»
Oct. 10 »	1,0113	vert jaunâtre	1,0232	»
» 24 »	1,0149	»	1,0236	»
Nov. 7 »	1,0010	brun jaunâtre	1,0236	»
» 21 »	1,0004	brun	1,0216	»

La profondeur était de $5^{m}50$.

On voit que, dans ces conditions de densité, aucun courant vertical ne peut se produire; dans plusieurs cours d'eau de la zone saumâtre, les mêmes causes empêchent la convection jusqu'à plusieurs kilomètres en amont des écluses de Nieuport, quoique celles-ci se trouvent déjà à 3 kilomètres de la mer.

Dans le canal de Nieuport à Furnes, j'ai observé le 3 juillet 1908, à 5 kilomètres en amont de l'écluse de Nieuport, la densité 1,007 à la surface; la couleur était brun verdâtre : la densité au fond était de 1,010, et la couleur vert jaunâtre (profondeur $2^{m}25$).

A 10 kilomètres de l'écluse de Nieuport, la densité à la surface était 1,003, la couleur vert pur; la densité au fond 1,005, la couleur vert brunâtre.

Dans l'Yser, le 28 septembre 1910, à 3 kilomètres en amont de l'écluse de Nieuport, la densité de la surface était 1,001, la couleur brun foncé; la densité au fond 1,008 et la couleur brun vert.

Dans l'étude des eaux vertes et brunes la grande question c'est de pouvoir déterminer l'origine de ces colorants dissous.

On sait que ces colorations sont dues à des matières organiques, mais malheureusement, la chimie ne nous renseigne pas sur l'origne animale ou végétale de ces matières dissoutes dans l'eau; nous ne possédons en effet que les procédés au permanganate en milieu acide ou alcalin.

Malméjac a traité de l'eau additionnée à 1 centimètre cube d'urine par litre, par le permanganate alcalinisé et acide; une autre eau dans laquelle il a fait macérer pendant douze heures 1 gramme d'une substance végétale. Ces deux eaux ont donné à l'analyse un chiffre élevé de matières organiques, mais l'eau contenant de l'urine a donné une quantité notablement plus grande de matières albuminoïdes.

Le dosage exact des matières organiques, également très précieux à connaître, n'est pas encore possible non plus. Voici quatre analyses de la même eau, faites par quatre procédés différents, d'après Guichard.

Eau traitée par le permanganate et l'acide sulfurique, 4,0172.

Même eau traitée par le permanganate et le bicarbonate de sodium, 2,3370.

Même eau traitée par le permanganate et le carbonate de sodium, 1,9940.

Même eau traitée par le permanganate et la potasse caustique, 1,9600.

On voit quelle notable différence on obtient; les chiffres indiquent chaque fois les matières organiques en milligrammes d'oxygène. Le dosage en milieu acide peut être considéré comme sans valeur, par suite de la perte d'oxygène et de la décomposition à basse température, 45° C., de l'acide permanganique et des permanganates; on verra ailleurs que Klement est arrivé à la même conclusion. Le dosage par le bicarbonate de soude n'a pas beaucoup plus de valeur, à cause de ce qu'il se décompose déjà à 50° C.

Les deux derniers dosages ont donné à peu près le même résultat. D'ailleurs, le dosage en milligrammes d'oxygène, pro-

cédé de Lévy, ne nous renseigne pas sur la quantité de matières organiques présentes dans l'eau traitée. Les chimistes allemands multiplient le chiffre obtenu par cinq; c'est le procédé le plus suivi.

Cependant, d'autres chimistes prennent pour unité le milligramme de permanganate, ce qui donne le chiffre quatre comme multiplicateur.

D'autres calculent d'après l'acide oxalique, et multiplient par huit. Klement, dans son étude des puits artésiens de Willebroeck, a dosé les matières organiques par le procédé réputé vulgaire de la calcination, mais qui, pour certaines eaux, donne cependant d'excellents résultats, quand l'opération est faite avec grand soin; il suffit de calciner le résidu d'évaporation, et de considérer la perte comme représentant le poids des matières organiques. C'est ainsi que Klement a obtenu gr. 0.0244 dans une de ses analyses, par le procédé de la calcination; or, la même eau traitée par la méthode au permanganate de potasse de Kubel, donnait comme matières organiques un poids sept fois trop fort, soit gr. 0.169.

Il est évident que les eaux contenant des matières volatiles en quantité notable ne peuvent être traitées par le procédé de la calcination, car le résultat ne renseigne dans ce cas que le poids des matières organiques et volatiles réunies. Ce sont surtout les eaux riches en chlorures qui perdent leur chlore; le carbonate de chaux se décompose également si on chauffe trop. On y remédie en y ajoutant un peu de carbonate de soude afin d'éviter la volatilisation du chlore; du carbonate d'ammoniaque ou de l'acide carbonique en solution pour régénérer le carbonate de chaux. Aussi, chaque fois que l'analyse révélait une quantité de matières volatiles non négligeables, j'ai analysé par le procédé en solution alcaline.

Dans toutes les analyses et expériences, sauf indication contraire, les dosages ont été faits après filtration des eaux, afin d'éliminer les matières organiques en suspension et les organismes planktoniques, qui ne jouent aucun rôle dans la coloration des eaux transparentes, mais augmentent parfois considérablement la quantité des matières organiques.

CHAPITRE I.

La coloration propre à l'eau.

Depuis longtemps on croyait que l'eau possède une coloration propre, qui est le bleu d'outremer ou bleu d'azur foncé; seulement, on ignorait si réellement cette couleur bleue était intrinsèque, bien propre à l'eau, ou provenait de la présence d'autres corps, organiques ou minéraux, en dissolution ou en suspension dans l'eau; des expériences comme preuve à l'appui manquaient complètement. Il y a d'ailleurs, actuellement, encore des auteurs qui continuent à observer et à expliquer la couleur des eaux, en négligeant complètement le côté expérimental.

Les premières expériences sérieuses connues sont celles que fit Bunsen; après avoir observé l'eau des geysers en Islande, dont la couleur est bleu verdâtre, il eut l'heureuse idée d'observer de l'eau pure dans un tube de 2 mètres de long, noirci à l'intérieur; elle était d'un bleu tendre très pur.

Il en conclut que l'eau a comme couleur propre, le bleu, et que les autres couleurs provenaient seulement des matières étrangères, ou de la réflexion de la lumière sur un fond colorié.

Ces conclusions, surtout la première, furent confirmées plus tard par un grand nombre d'expérimentateurs.

On peut également observer la couleur bleue de l'eau de mer, en faisant en mer des descentes en scaphandre; voici ce qu'en dit Yung (1880) : « Ce qui frappe tout d'abord lorsqu'on descend en scaphandre, c'est la beauté des couleurs, le bleu domine partout, mais dans le bleu on distingue les teintes les plus riches, les nuances les plus variées; puis, lorsqu'on atteint le fond, ce bleu général qui n'est autre que la couleur de l'eau sous différentes épaisseurs, s'émaille d'autres teintes empruntées aux algues, aux hydraires, aux bryozoaires qui forment sur les rochers d'énormes touffes mousseuses; aux crinoïdes, aux étoiles de mer, aux mollusques, aux crustacés qui rampent ou s'ébattent entre leurs ramuscules ».

Des expériences de Secchi, au spectroscope, il résulte que dans le spectre de l'eau de mer, les rayons rouges et jaunes font défaut; cette absence s'observe même si la lumière traverse une couche d'eau de faible épaisseur.

Si on observe le spectre en augmentant progressivement cette épaisseur de la couche d'eau, on voit l'intensité lumineuse ainsi que la largeur du spectre diminuer de plus en plus, mais les rayons bleus résistent le plus longtemps.

Dans toutes les recherches qui ont été faites dans ces dernières années, on s'est toujours servi, pour observer les couleurs de l'eau pure, de tubes plus ou moins longs,dans lesquels on examinait l'eau dans la direction du faisceau lumineux, donc par transmission directe, en regardant dans la direction du grand axe du tube.

Je ne parlerai qu'en passant des recherches de Tyndall, car elles ne prouvent pas que l'eau pure est bleue.

Il a d'ailleurs fait ses expériences d'une tout autre façon, en observant l'eau perpendiculairement à la direction du faisceau lumineux ; de plus, cette eau était généralement renfermée dans des ballons de verre.

Il en résulte que ces expériences ne sont pas comparables à celles que nous passerons maintenant en revue.

Les nombreuses expériences du chimiste Spring sont des plus intéressantes. Ayant rempli un tube de 6 mètres de long et de 4 centimètres de diamètre intérieur, d'eau distillée, cette eau donnait une teinte verte, ressemblant à une solution étendue de sulfate ferreux.

Dans la seconde expérience, le tube fut rempli de nouveau d'eau distillée, mais fraichement préparée cette fois, et la teinte était bleu céleste,

Les résultats étaient donc bizarres, puisque dans les deux expériences on avait employé de l'eau distillée, et qu'on obtenait cependant des teintes différentes.

Mais ce qui fut plus curieux encore, c'est que cette même eau, de teinte bleu céleste, devenait verte comme celle de la première expérience, après un séjour de septante heures dans le tube.

Cela prouve évidemment que l'eau distillée depuis quelque temps n'est plus pure. Une expérience de Spring prouve d'ailleurs que ces matières étrangères doivent être d'ordre biologique, comme nous le verrons plus loin dans le chapitre III traitant de la coloration de l'eau due à des organismes végétaux.

Le même expérimentateur a fait bouillir de l'eau distillée pendant quelque temps dans un vase de verre ; cette eau avait une teinte bleu d'azur, vue dans le tube avant d'être bouillie et immédiatement après : deux jours plus tard, cette même eau était verte.

D'autres expériences furent faites par Spring, cette fois avec un tube d'une longueur de 26 mètres, et d'un diamètre intérieur de 15 millimètres.

Quand on examine la clarté d'un jour nuageux à travers cette colonne d'eau de 26 mètres, on ne distingue rien. Mais par une journée très claire, ou en posant un bec Auer devant le tube, l'eau avait une teinte bleu foncé. La transparence était même si grande, qu'à l'aide d'une lunette astronomique, l'expérimentateur a pu observer distinctement un réticule composé de deux fils fins.

Une observation intéressante a pu être faite également avec le tube de 26 mètres, notamment l'opacité de l'eau produite par des différences de température.

Le tube était placé dans une salle dont la température était de 4 degrés centigrades, et rempli d'eau à 16 degrés; dans ces conditions l'eau était absolument opaque, mais devenait de plus en plus transparente à mesure que l'équilibre de température s'opérait.

D'après des expériences quantitatives, il résulte qu'une différence de 0°57 entre la température de l'eau et le milieu ambiant suffit pour obtenir l'opacité.

Ainsi que le remarque Kemna, il résulte de cette expérience, que, dans la nature, la transparence plus ou moins grande d'une même eau peut dépendre uniquement de ces différences de température; la couche d'eau de surface subissant incessamment l'influence des changements de température de l'air, les courants de convection se produisent par suite du refroidissement des couches supérieures, si l'eau a la même composition chimique dans toute sa masse; je ne crois pas cependant qu'on puisse en conclure avec Spring, que la réflexion peut s'expliquer parfaitement sans qu'il soit nécessaire que des corpuscules solides se trouvent en suspension dans l'eau.

Certains auteurs ont expliqué d'une autre façon la différence de transparence d'une même eau pendant l'été et l'hiver. Forel dit que l'eau des lacs d'eau douce est plus transparente en hiver, parce que l'eau étant uniformément dense à cette époque de l'année, tient moins de poussières en suspension que l'eau de l'été qui est composée de couches de densités différentes.

D'autres se basent sur la plus ou moins grande quantité de plankton présent dans l'eau : c'est ainsi que l'explique Le Roux dans son étude sur le lac d'Annecy. L'auteur montre même un

graphique où on voit nettement que la courbe de transparence croît ou décroît à l'inverse de la quantité de plankton.

Ces explications ne valent certes pas celle de Spring, qui est la seule admissible. La cause invoquée par Forel n'est pas du tout explicable ; pour ce qui en est de l'explication de Le Roux, il s'agit là tout simplement d'une coïncidence. Le plankton est plus abondant pendant l'été, et suit sensiblement la courbe de la température de l'air et de l'eau ; or, justement, on n'observe l'homogénéité de l'eau qu'à l'époque où le plankton manque presque complètement. Il suffit d'ailleurs de faire plusieurs pêches de plankton le même jour, pour s'apercevoir de la grande différence des pêches au point de vue quantitatif ; c'est ce que j'ai déjà fait remarquer ailleurs (*Contribution à l'étude du micro-plankton des eaux saumâtres de la Belgique*). Quand on fait en même temps, et plusieurs fois par jour, des observations sur la transparence de l'eau, on ne remarque plus cette corrélation entre la quantité de plankton et la transparence.

L'observation de la couleur bleue de l'eau pure, distillée, peut se faire avec des appareils moins encombrants, en suivant la méthode employée par Kemna. Il suffit de prendre une éprouvette en verre de 1 mètre de hauteur et de 9 cm. 1/2 de diamètre ; l'eau distillée récemment y prend une teinte comparable à une solution très étendue de sulfate de cuivre. Kemna l'explique en supposant que des réflexions successives se font sur les parois de verre de l'éprouvette, de façon que les rayons lumineux traversent la colonne d'eau en zigzaguant, ce qui augmenterait évidemment la longueur de leur course. Comme preuve, l'auteur a entouré l'éprouvette d'un tablier bleu foncé de laboratoire, et dans ces conditions, dit-il, la couleur est beaucoup moins intense, puisque alors il n'y a plus que les rayons directs qui traversent la colonne d'eau.

Kemna fit d'autres observations ; un tube de 5 mètres, en fer galvanisé, fut rempli à moitié d'eau distillée, et placé horizontalement ; l'eau était bleu indigo très foncé quand on l'observait obliquement d'en haut. Au contraire, quand le tube était complètement rempli, le bleu était bien moins intense que dans l'éprouvette de 1 mètre de hauteur. Cela fait croire, évidemment, que dans ce cas la réflexion joue un rôle important.

Pour la plupart de mes expériences, j'ai employé des tubes de $1^{m}50$ de long et 4 centimètres de diamètre intérieur, qui m'ont permis de voir nettement une teinte bleu léger de l'eau

distillée ; cette eau était préparée depuis une quinzaine de jours, et avait été conservée dans des bouteilles bien bouchées. Cela prouve que le changement de couleur ne se fait pas toujours aussi rapidement comme Spring l'a observé dans plusieurs de ses expériences. Les tubes étaient placés verticalement sur un fond blanc et éclairés par la lumière du jour, pas très forte et arrivant très obliquement sur le tube. J'ai remarqué, en effet, qu'une lumière forte diminue notablement l'intensité de la couleur dans les tubes ; le même résultat se produit quand on éclaire le tube par le fond.

Le grand avantage qui résulte de l'emploi de mes tubes, c'est qu'il ne faut pas plus de deux litres d'eau pour chaque tube, tout en pouvant observer toutes les couleurs des eaux naturelles.

Ray Lankester a observé une eau nettement bleue dans une baignoire blanche ; la salle de bain était également blanche et l'eau n'avait qu'une profondeur de cinquante centimètres ; cette eau était assez calcaire.

J'ai observé la teinte bleue dans une quantité d'eau encore bien moins grande, notamment dans une grande aiguière en faïence blanche contenant au plus cinq ou six litres ; la hauteur de l'aiguière n'était que de 35 centimètres.

Cette eau, versée dans un bassin également en faïence blanche, de 40 centimètres de diamètre, et une profondeur d'eau de dix centimètres, donnait sur les bords, une teinte nettement bleue.

J'ai pu faire la même observation une seconde fois, mais moins nettement, et seulement quand l'eau était versée dans le bassin. Ces eaux provenaient de la petite rivière le Bocq, qui se jette dans la Meuse après avoir traversé les roches calcaires et schisteuses du Condroz.

Cette eau donne, sans filtrage, un résidu sec, variant de 0 gr. 210 à 0 gr. 370 ; pour ce dernier poids, la composition est la suivante, d'après une analyse faite antérieurement aux observations des teintes bleues :

	Grammes.
Anhydride carbonique combiné	0,114
Anhydride sulfurique	0,034
Chaux	0,130
Magnésie	0,050
Chlore	0,010
Matières organiques . . . . . ,	0,020

Le résidu sec est d'un blanc pur, et aucun brunissement ne se remarque lors de la calcination; ce qui doit provenir de la qualité des matières organiques, qui sont à peu près complètement dépourvues de colorants pouvant influencer le bleu intrinsèque.

J'ai observé la même teinte bleue dans l'eau d'une aiguière à Clermont-Ferrand en Auvergne; cette eau provenait des sources des environs.

L'eau de pluie très pure peut même donner la teinte bleue, ainsi que je l'ai observé à Nieuport, dans un seau émaillé blanc, contenant 5 litres d'eau; la hauteur de l'eau n'était que de 25 centimètres, mais la couleur ne se voyait nettement que par un éclairage spécial, pas trop intense et assez oblique. La même eau, vue dans les tubes de 1m50, était également bleue; elle contenait gr. 0.025 de matières minérales, et autant de matières organiques par litre.

En général, on constate que les eaux bleues ne contiennent que très peu de colorants organiques: Spring a observé, que dans un tube de 6 mètres, on ne peut ajouter plus d'un quarante-millionième de matières humiques, sans voir la couleur bleue perdre sa pureté.

J'ai constaté que la quantité peut cependant être plus forte, celadépend uniquement de l'intensité de la coloration des matières humiques dissoutes dans l'eau. Les eaux naturelles non bleues peuvent le devenir par un traitement chimique approprié, qui détruit ou précipite les matières colorantes végétales; une dilution suffisante par de l'eau distillée ramène également au bleu.

CHAPITRE II

Colorations dues à des matières dissoutes ou en suspension dans l'eau.

A.

Substances minérales dissoutes dans l'eau.

Les matières dissoutes dans l'eau, ayant une grande influence sur la couleur, sont peut-être uniquement des matières colorantes d'origine végétale; en tout cas, les sels ordinaires en dissolution dans les eaux marines et la plupart des eaux douces sont sans influence sur la coloration.

Quoique la chose soit connue, je donne ici néanmoins quelques exemples typiques d'analyses d'eau, avec indication de la couleur. Dans toutes ces analyses, l'unité de poids est le gramme, et les quantités se rapportent à un litre de liquide.

Lac de la Gileppe.

Couleur : bleu verdâtre.

	Grammes.
Chaux	0,003
Magnésie	0,001
Silice.	0,005
Oxyde ferrique	0,001
Acide sulfurique	0,002
Potasse et soude	0,004
Chlore	0,004
Matières organiques . . .	0,015
Résidu fixe à 110° . . .	0,034

Eau du bassin maritime a Nieuport.

Composition moyenne.

Couleur : bleu verdâtre. Cette couleur ne se voit que quand l'eau est très claire et contient très peu de matières colorantes végétales.

	Grammes.
Chlorure de sodium. . .	22,670
" de potassium. .	0,450
" de magnésium .	3,160
Sulfate de magnésie . .	5,340
" de chaux . . .	0,135
Carbonate de magnésie .	0,160
" de chaux. . .	0,018
" de potasse . .	0,207
Iodures	traces
Bromures.	"
Matières organiques . .	"
Résidu fixe à 110° . . .	32,500

On voit que la différence entre ces deux eaux, comme quantité de sels dissous, est considérable; le résidu sec de l'eau de la Gileppe étant de gr. 0,034, celui du bassin maritime étant de gr. 32.500; et cependant la couleur est identique.

Cela prouve déjà que les matières organiques colorantes jouent le grand rôle dans les colorations autres que le bleu; en effet, les eaux marines et les eaux douces n'en contenant que de faibles quantités, montrent encore nettement la teinte bleue, mêlée d'une légère teinte verte. Nous verrons plus loin quelles conclusions on peut encore en tirer.

L'eau de la Mer morte est évidemment unique dans la nature comme composition; les auteurs la décrivent comme limpide et bleue (Mac Carthy); De Saulcy la compare aux plus beaux lacs de la Suisse, et dit que l'eau est de l'azur le plus resplendissant. La densité de cette eau est extrêmement élevée : 1,211 d'après le Dr Marcet; 1,194 d'après Forchhammer; 1,227 d'après Bouth et Muckle; ces différences proviennent de ce que les prises n'ont pas été faites aux mêmes endroits ni à la même époque; de là une différence parfois notable dans les analyses, et très importante au point de vue de la question qui nous occupe. Voici l'analyse complète d'après James C. Bouth et Alexander Muckle (voir l'ouvrage du capitaine Lynch).

Mer Morte.

Couleur : bleue.

	Grammes.
Chlorure de magnésium. . .	145,897
" de calcium	31,074

Chlorure de sodium	78,553
" de potassium . . .	6,586
Bromure de potassium . . .	1,374
Sulfate de calcium	0,701
Résidu fixe d'évaporation . .	267,000

Cependant, vers le nord, aux environs de l'embouchure du Jourdain, la salure diminue considérablement à la surface; néanmoins, aucun auteur ne parle d'une différence de coloration d'après les régions observées. Voici, d'après Terreil, la composition de cette mer aux endroits de salure minima :

MER MORTE, SALURE MINIMA A LA SURFACE.

	Grammes.
Sodium	0,885
Chlore.	17,628
Magnésium	4,177
Chaux.	2,150
Potassium	0,474
Anhydride sulfurique	0,242
Brome	0,167
Acide carbonique	traces.
Fer.	"
Manganèse	"
Alumine	"
Anhydride silicique	0,006
Phosphates	traces.
Ammoniaque	"
Matières organiques	"
Résidu fixe	27,078

Cette eau relativement si peu chargée, ne forme qu'une couche superficielle, la densité augmente rapidement dans cette partie du lac à mesure qu'on puise l'eau à une profondeur plus grande; Terreil a trouvé au fond, à 300 mètres de profondeur, la composition suivante :

	Grammes.
Sodium	14,300
Chlore	174,985
Magnésium . , ...	41,428
Chaux.	17,269

Potassium	4,386
Anhydride sulfurique	0,627
Brome	7,093
Acide carbonique	traces.
Fer	»
Manganèse	»
Alumine	»
Anhydride silicique	»
Matières organiques	»
Ammoniaque	»
Résidu fixe	278,135

Océan Atlantique.

par 41°18′ nord, et 36°28′ ouest, d'après Bibra :

Couleur : bleue.

	Grammes.
Sodium	11,719
Chlore	20,840
Magnésium	1,198
Chaux	0,556
Potassium	0,668
Anhydride sulfurique	3,029
Matières organiques	traces.
Résidu fixe	38,400

Mer Méditerranée

près de Marseille, d'après Laurent.

Couleur : bleue.

	Grammes.
Sodium	10,688
Chlore	21,099
Magnésium	3,003
Chaux	0,048
Potassium	0,004
Anhydride sulfurique	5,716
Acide carbonique	0,142
Matières organiques	traces.
Résidu fixe	40,700

Mer Méditerranée

Cette, à 3,500 mètres des côtes, d'après Usiglio.

Couleur : bleue.

	Grammes.
Sodium	11,706
Chlore	20,527
Magnésium	1,310
Brome	0,434
Fer	0,002
Chaux	0,441
Potassium	0,264
Anhydride sulfurique	2,943
Acide carbonique	0,067
Matières organiques	traces.
Résidu fixe	37,700

Lac de Genève.

Couleur : bleue.

	Grammes.
Chaux	0,046
Magnésium	0,006
Sodium	0,002
Potassium	0,001
Acide carbonique	0,063
Chlore	0,001
Acide sulfurique	0,043
Anhydride silicique	0,004
Alumine	traces.
Oxyde ferrique	"
Résidu total	0,169

La composition de cette eau est à comparer avec celle de la Méditerranée et de la mer Morte, trois eaux également bleues, mais très différentes cependant au point de vue de la composition chimique.

Mer du Nord

au large vers le Nord, d'après Bibra.

Couleur : bleue.

	Grammes.
Sodium	10,117
Chlore	18,954
Magnésium	1,314
Chaux	0,478
Potassium	0,681
Anhydride sulfurique	2,563
Brome	0,292
Matières organiques	traces.
Résidu fixe	34,400

Mer du Nord

entre la Belgique et l'Angleterre.

Couleur : verte ou vert bleuâtre.

	Grammes.
Chlorure de sodium	25,515
" de potassium	0,635
Chaux	0,453
Magnésie	1,968
Anhydride sulfurique	2,149
Matières organiques	traces.
Résidu fixe	32,800

Mer Baltique

Analyse d'après Pfaff.

Couleur : verte.

	Grammes.
Sodium	5,894
Chlore	10,386
Magnésium	1,611
Chaux	0,036
Anhydride sulfurique	0,719
Matières organiques	traces.
Résidu fixe	17,710

Zuyderzee (Hollande)

eau prise près de Muiderberg, d'après Arends.

Couleur : verte.

	Grammes.
Chlorure de sodium	8,605
" de calcium	0,454
" de magnésium . . .	0,153
Sulfate de calcium	0,046
" de magnésium. . . .	1,118
Carbonate de calcium	0,124
" de magnésium . .	0,151

Dans toutes ces analyses, les matières non dosables pour un litre n'ont pas été signalées.

Le Rhin a Bale.

Couleur : verte.

	Grammes.
Chaux.	0,055
Magnésium	0,004
Sodium	0,0006
Acide carbonique	0,086
Anhydride sulfurique. . . .	0,015
Chlore	0,001
Anhydride silicique	0,002
Matières organiques	0,003
Résidu fixe	0,169

On remarque qu'en général les eaux marines vertes contiennent toujours une quantité relativement minime de substances minérales dissoutes, de là leur densité moins élevée; cela provient de ce que ces eaux reçoivent beaucoup d'eaux douces, contenant des colorants végétaux; ce sont ces matières qui produisent la teinte verte, comme on le verra dans les chapitres suivants.

On remarque même en pleine mer une différence dans la pureté de la teinte bleue d'après la densité plus ou moins grande; ainsi, les eaux du *Gulf stream*, plus chargées de sels, ont une couleur d'un bleu plus pur que l'eau de l'Océan située hors de la zone où le courant agit. On doit en conclure que la

mer est d'autant moins bleue, donc d'autant plus verte que ses eaux sont mélangées à une plus grande quantité d'eau douce, chargée de colorants jaunes.

Des expériences intéressantes ont été faites par Spring, sur les causes des colorations des eaux dans la nature. L'auteur a suivi la méthode de l'observation en tube, qui offre certes de grands avantages, pourvu qu'on vérifie dans la nature même les résultats obtenus. Malgré cela, il est encore imprudent de généraliser, en supposant que les mêmes causes agissent partout pour produire les mêmes colorations.

Spring prend de l'eau de chaux, et la traite par l'acide carbonique, jusqu'à ce que le précipité obtenu soit devenu très faible. De l'eau traitée de cette façon et observée dans le tube de 6 mètres, ne laisse passer aucun rayon lumineux ; elle est absolument noire, quoique ne contenant que du carbonate de calcium. Si on laisse agir plus longtemps l'acide carbonique, de façon à obtenir la redissolution du léger précipité, qui alors s'est transformé en bicarbonate de calcium, on voit apparaître toute une gamme de couleurs, analogues à celles qu'on observe dans la nature : brun, brun clair, jaune, vert, bleu presque pur.

En faisant l'expérience à rebours, c'est-à-dire en prenant de l'eau saturée de bicarbonate de calcium et d'acide carbonique, on observe d'abord, dans le tube de 6 mètres, une teinte verte. Cette même eau, après dissociation du bicarbonate de calcium, obtenu par l'action du vide, passe par toute la gamme déjà mentionnée, sauf qu'elle part du vert, pour arriver au noir ; l'addition d'une goutte d'acide chlorhydrique donne le bleu verdâtre. D'autres substances donnent les mêmes résultats, tels le chlorure d'argent, l'eau de baryte, le silicate de sodium. On a remarqué que dans la seconde série d'expériences, on n'arrive pas au bleu, comme dans la première, même si on fait toute une série de décantations. Spring en conclut que la différence provient de ce que les solutions de la seconde série sont saturées, tandis que les solutions de la première série sont bien loin de leur point de saturation, à cause des redissolutions multiples des précipités.

D'autres expériences sur l'eau de chaux furent faites par le même auteur. Le tube de 6 mètres, rempli d'eau de chaux, d'abord opaque, devient de plus en plus vert à mesure que la chaux se dépose. Des eaux troubles par la présence du carbonate acide de calcium ou du carbonate acide de baryum en suspension, se comportent de même. Une eau calcareuse, dit Spring,

est plus bleue quand son calcaire est mieux dissous; en traitant une eau bleue par du calcaire, elle doit devenir verte.

L'explication serait la suivante : l'acide carbonique se trouve dans ce cas immobilisé à l'état de carbonate acide de calcium, et ne pouvant plus agir sur le calcaire en solution, la teinte bleue disparaîtrait. Cette explication a cependant été contredite par plusieurs observations, faites en Angleterre.

D'après une communication verbale que m'a faite M. Kemna, il a observé dans le sud de l'Angleterre des réservoirs d'eau calcaire, traitée par le procédé de Clark, c'est-à-dire par un lait de chaux qui précipite le bicarbonate ; ces eaux étaient parfaitement bleues, quoique encore troubles.

Ray Lankester a fait la même observation dans des réservoirs de 20 pieds sur 40 et 15 pieds de profondeur. L'eau pure, également traitée par le procédé de Clark, claire ou à peu près, était parfaitement bleue; cette observation fut faite à Caterham et à Plumstead.

Hartley a observé le même phénomène à Colne Valley Waterworks. On voyait nettement la teinte bleue, dit-il, malgré le blanc pur des parois et du fond des réservoirs, formé par du calcaire précipité; je crois que c'est plutôt à cause de tout ce blanc que la teinte est plus forte; beaucoup de rayons lumineux subissent de cette façon de nombreuses réflexions avant d'arriver à l'œil de l'observateur.

Spring explique la couleur verte de la mer et des eaux douces par la présence des substances calcaires saturant en partie l'anhydride carbonique; le calcaire dans la mer proviendait surtout des débris de coquilles, et celui des eaux douces des terres composant les berges; la couleur persiste si le calcaire est remplacé par la silice ou l'alumine.

Cette explication n'est plus admissible depuis les observations dont je viens de parler, concernant les eaux calcaires bleues; de plus, comment pourrait-on expliquer que certaines eaux marines sont bleu d'azur, d'autres vertes, quoique toutes les deux contiennent parfois des quantités de chaux de même importance; certaines eaux marines bleues contiennent même plus de chaux que la plupart des eaux marines vertes, et pas plus d'acide carbonique.

Aussi Spring trouve d'autres explications dans ses publications ultérieures, notamment la présence de l'alumine et de la silice à l'état colloïdal. Des solutions calciques vertes, traitées par

le noir animal (filtrées sur une couche de 20 cm.) dans le but de retenir la silice à l'état colloïdal, donnent des eaux bleues. Spring en conclut que des substances incolores en suspension dans l'eau donnent la couleur verte par diffraction de la lumière.

Ces expériences sont fort intéressantes, mais je doute que la couleur verte soit due à la même cause dans les eaux de la nature, sauf peut-être dans certaines eaux ne contenant presque pas de sels en dissolution ; il est, en effet, impossible à l'alumine et à la silice de se maintenir à l'état colloïdal dans un liquide, en présence d'une quantité même minime d'un sel soluble quelconque, sans qu'ils se coagulent immédiatement en se séparant de l'eau.

Il serait intéressant de savoir quelle longueur de tube est nécessaire pour obtenir la teinte verte des solutions calciques ; il n'est pas prouvé que ces solutions observées par transparence dans des tubes de 6 mètres de long, donneraient la même couleur verte vues dans la nature par réflexion et pour une profondeur égale ou moindre.

Dans une notice plus récente, Spring parle des matières humiques comme jouant un rôle dans la coloration des eaux ; les composés calciques ne sont plus les causes immédiates de la couleur, mais interviennent comme éliminateurs des matières humiques et des composés ferriques, qui sont les principales causes des colorations autres que le bleu.

Ici l'auteur est certes plus près de la réalité, comme nous le verrons plus loin en parlant spécialement des matières organiques en solution dans l'eau.

Plusieurs autres expériences ont encore été faites par Spring sur diverses solutions de sels concentrés.

Le chlorure de sodium donne une teinte vert de chrome ; le bromure de potassium de vert émeraude ; le chlorure de magnésium de jaune d'or ; le chlorure de calcium de jaune verdâtre ; la teinte verte augmente par l'addition d'eau.

L'auteur ajoute que la teinte jaune produite par une solution d'un sel quelconque dépend surtout du voisinage immédiat de ce sel de son point de solidification ; la quantité influe bien moins, puisqu'un sel peu soluble donne les mêmes teintes qu'un sel très soluble ; quoique la quantité dissoute du premier soit notablement inférieure à celle du second.

Or, comme nous savons que les sels dissous n'influent pas sur la couleur des eaux, il faut admettre ici l'influence qu'ont

sur la lumière les particules solides, extrêmement petites, se formant dans les solutions saturées, et que Spring appelle des précipités naissants. Des eaux si concentrées ne se rencontrent cependant pas dans la nature; ces expériences ne peuvent donc pas nous aider à expliquer les mêmes couleurs des eaux naturelles.

Il s'agissait de vérifier tous ces résultats obtenus par Spring, dans la nature même. Ces vérifications ont été faites seulement pour les eaux chargées de bicarbonate de calcium.

D'après les analyses de Sainte-Claire Deville, les eaux du Rhône sont bleues à Genève, les eaux du Rhin sont vertes; or, ces eaux renferment la même quantité de calcaire, seulement les proportions d'acide carbonique diffèrent notablement, au point que les eaux du Rhône en renferment presque deux fois autant.

Un autre exemple intéressant est donné par le lac d'Achen; dans les endroits profonds l'eau est bleu foncé, tandis que sur le bord septentrional, où le sol est calcaire, l'eau prend une teinte vert de chrome. Cependant, je me demande si l'analyse ne révèle pas plus de matières organiques d'origine végétale, là où l'eau est verte?

Il se peut, en effet, que dans les endroits calcaires, qui sont peu profonds, il se trouve plus de végétaux qu'ailleurs, et alors la teinte verte serait due aux colorants jaunes de ces végétaux; car c'est bien là la grande cause, sinon l'unique, de la couleur verte des eaux naturelles, comme je le prouverai dans le chapitre suivant.

D'ailleurs, les observations faites dans certains réservoirs d'eau, ainsi que la composition de certaines eaux marines bleues et vertes que j'ai citées précédemment, montrent nettement que l'explication de Spring n'est pas admissible.

Ce dernier cite encore comme preuve de ses conclusions, les analyses suivantes, d'après Walter et Gaertner :

Le Rhin a Cologne.

Couleur : jaune verdâtre.

	Grammes.
Chaux et magnésie	0,0954
Acide sulfurique	0,0196
Chlore	0,0025
Bases pour un d'acide . . .	4,3100
Acide pour un de base . . .	0,2320

Le lac de Zurich.

Couleur : vert bleuâtre.

	Grammes.
Chaux et magnésie	0,0666
Acide sulfurique	0,0092
Chlore	0,000
Bases pour un d'acide . . .	7,2400
Acide pour un de base . . .	0,1380

Lac de Genève.

Couleur : bleu pur.

	Grammes.
Chaux et magnésie	0,0538
Acide sulfurique	0,0381
Chlore	0,0052
Bases pour un d'acide . . .	1,2400
Acide pour un de base . . .	0,8060

Spring l'explique en se basant sur ses expériences déjà mentionnées. Une eau paraissant noire dans le tube de 6 mètres, dit-il, peut, par simple dilution, devenir transparente et prendre les couleurs jaune, verte, bleue ; les matières en suspension peuvent être la craie, la silice, l'argile, toutes donnent les mêmes résultats. Une faible émulsion d'alcool amylique produit également des résultats identiques, ce qui prouve que l'état liquide convient aussi bien que l'état solide.

Un fait curieux, c'est qu'en regardant le tube de côté, perpendiculairement à son axe longitudinal, le liquide paraît légèrement bleu. La couleur verte serait de cette façon explicable, comme résultant du mélange des deux couleurs, bleue et jaune, la première vue par diffusion (réflexion latérale); la seconde vue par transmission.

On peut arriver de cette façon à toute une gamme de couleurs intermédiaires entre le bleu, le vert et le jaune, d'après que la première ou la dernière domine. Si la couleur de transmission est également le bleu, il en résulterait que la couleur de diffusion s'ajouterait à la couleur de transmission sans produire un changement de coloration, sauf que le bleu en paraîtrait plus foncé.

Si nous observons des eaux dans la nature, nous ne voyons naturellement que les rayons réfléchis. La réflexion n'est évidemment possible que pour autant qu'il se trouve dans l'eau des particules capables de réfléchir la lumière ; le rayon incident pénétrera donc d'autant plus profondément dans l'eau, avant de subir la réflexion, que la quantité des particules réfléchissantes sera plus petite : il en résultera que les rayons réfléchis ayant traversé une couche d'eau plus épaisse, seront d'un bleu d'autant plus intense que l'eau sera plus limpide.

Spring a voulu examiner ces conclusions par l'expérience. Comme l'eau la plus limpide doit réfléchir moins de lumière, il y a moyen, à l'aide d'un photomètre, de comparer l'intensité de cette réflexion des eaux différemment colorées.

C'est dans ce but que Spring a construit un photomètre transportable, qui est une modification de celui de Bunsen, dans lequel on observe un papier à tache d'huile vu par réflexion dans deux miroirs plans, disposés de façon à faire un angle de 45° avec ce papier huilé. L'instrument se trouvait dans un tube de 70 centimètres de long, fermé à la partie supérieure par une glace ; cette partie fut immergée dans l'eau. Au-dessus du papier huilé se trouve une fenêtre à coulisse, afin d'obtenir un réglage facile de la lumière tombant d'en haut. Ce photomètre, immergé dans plusieurs lacs suisses, a donné un résultat concordant avec les conclusions tirées des expériences.

En prenant la lumière réfléchie des lacs bleus égale à l'unité, on obtient les chiffres suivants :

Lac de Kander, couleur bleue. . .	— 1,00
Lac de Lucerne, couleur verte. . .	— 1,04
Lac de Brienz, couleur vert jaunâtre	— 1,272

Pour ce qui regarde le lac de Lucerne, je dois faire remarquer que ces eaux ne sont pas toujours nettement vertes ; pendant l'été de 1910, j'ai vu à Lucerne ces eaux colorées en bleu pur sur toute la surface visible. Il faudrait croire que ce lac change de teinte d'après la composition de ses eaux, qui ne peut être constante ; il serait intéressant d'analyser des échantillons pris à des jours différents, alors que l'eau est verte ou bleue.

J'ai vu l'eau du lac de Genève, qui est normalement bleue, colorée en vert et en mauve ; mais ces colorations n'étaient que locales et jamais générales comme pour le lac de Lucerne ; elles n'avaient pas de rapports avec la composition de l'eau.

Aufsess, dans son travail sur les lacs, dit que les nuances vertes doivent être cherchées dans la présence des composés calciques en proportion assez forte ; une grande quantité de matières organiques en dissolution ferait passer au jaune ou au brun ; la couleur d'une eau dépendrait donc de la couleur intrinsèque de l'eau pure, modifiée d'après la composition chimique. Aufsess a employé un tube de $5^{m}50$; rempli d'eau, distillée deux fois, la teinte était bleu léger. Son eau calcique était composée d'un gramme de chaux par 12 litres d'eau.

L'eau brune était obtenue par filtration à travers 250 grammes de terre de jardin.

Comme nous le verrons dans le chapitre suivant, la composition chimique de l'eau n'a pas l'importance que semble y attacher Aufsess ; les matières organiques en dissolution sont au contraire les grands colorants de toute eau possédant une couleur autre que le bleu.

On peut d'ailleurs opposer ici les mêmes objections, concernant l'action des calcaires, que celles que j'ai signalées précédemment pour réfuter une explication analogue émise par Spring.

B.

Matières organiques dissoutes dans l'eau.

La plupart des recherches si intéressantes de Spring ne sont cependant pas applicables aux eaux contenant des matières organiques colorées en dissolution ; dans ces conditions, les colorants d'origine végétale influent surtout sur la couleur, comme on le verra bientôt ; les eaux de la Belgique rentrent toutes dans cette catégorie. Pour ce qui regarde les eaux de montagnes, presque toujours très pures, il est admissible que les particules ultramicroscopiques jouent un certain rôle dans les colorations bleues, jaunes ou vertes.

Une explication de la couleur verte a été donnée par Bourcart dans son étude sur les lacs suisses. Je n'ai pu me procurer qu'un compte rendu de ce travail : l'auteur dit que la couleur dépend des substances dissoutes, surtout les substances organiques, dont la teinte brune se combine à celle de l'eau pour donner le vert. J'ignore si l'auteur se base sur des expériences personnelles pour arriver à cette explication, qui concorde sensiblement avec les

conclusions que j'ai tirées de mes expériences, décrites plus loin.

Il est à remarquer, de même que pour les eaux marines bleues et vertes, que la quantité et la qualité des sels dissous n'influent pas sur la couleur des eaux douces vertes, jaunes et brunes; voici comme preuve un certain nombre d'analyses d'eaux diverses, avec l'indication de leur couleur, vue par réflexion.

A. — Eaux douces.

Mare dans les dunes près de Coxyde.

La quantité globale des matières minérales et organiques diffère parfois considérablement dans cette mare d'après les époques. Un échantillon, pris en août 1904, contenait comme résidu solide total gr. 0,608 (l'analyse suivante a été faite d'après cet échantillon); au mois de juillet 1911, il n'y avait que gr. 0,125 de résidu solide total.

La couleur, cependant, ne varie guère, — ce qui se comprend, — car ce sont surtout les matières minérales qui augmentent ou diminuent, tandis que les matières organiques diffèrent assez peu. Au mois d'août 1904, il y avait gr. 0,036 de matières organiques; au mois de juillet 1910, il y en avait gr. 0,025, donc une différence de gr. 0,011, tandis que la différence en matières minérales était de gr. 0,472.

Couleur : jaune.

	Grammes.
Acide azotique	0,001
„ azoteux	traces.
Chlorure de potassium . . .	0,043
Chaux.	0,108
Magnésie.	traces.
Anhydride silicique	0,012
Chlorure de sodium	0,151
Ammoniaque saline	0,001
„ albuminoïde . .	0,0006
Matières organiques	0,036

BICAI LIBRARY MASS.

Autre mare des dunes.

Couleur : jaune.

	Grammes.
Chlorure de potassium . . .	0,038
Chaux.	0,113

Anhydride sulfurique	0,072
" silicique	0,016
Chlorure de sodium	0,134
Ammoniaque albuminoïde . .	0,0008
Matières organiques	0,005
Résidu solide	0,612

Etang du Blanckaert

près de Dixmude.

Couleur : jaune foncé.

	Grammes.
Acide azoteux	traces.
Chlorure de potassium . . .	"
Chaux.	0,069
Magnésie.	traces.
Anhydride sulfurique	0,024
" silicique	0,008
Chlorure de sodium	0,122
Ammoniaque albuminoïde . .	0,0005
Matières organiques	0,036
Résidu solide	0,344

Etang d'Overmeire.

Couleur : jaune verdâtre.

	Grammes.
Acide azotique	0,002
" azoteux	0,002
Chlorure de potassium . . .	0,009
Chaux.	0,086
Magnésie.	0,014
Oxyde ferrique.	0,002
Anhydride phosphorique. . .	traces.
" sulfurique. . . .	0,027
" silicique	0,010
Chlorure de sodium	0,052
Ammoniaque albuminoïde . .	0,0007
Matières organiques	0,027
Résidu solide	0,242

B. — Eaux de puits.

Pour les eaux de puits, en général, la couleur, dans le tube de 50 centimètres, est jaune pâle ou jaune ; cependant, la quantité des matières organiques et minérales diffère parfois considérablement; en voici trois exemples :

Puits de l'ancien arsenal a Nieuport.

Couleur : jaune.

	Grammes.
Alumine	0,022
Fer	traces.
Chaux	0,174
Magnésie	0,006
Anhydride sulfurique	0,003
" carbonique	0,021
Chlorure de sodium	0,053
Matières organiques	0,108
Résidu solide	0,360

Puits d'une maison dans les dunes.

Couleur : jaunâtre.

	Grammes.
Acide azotique	0,004
Chlorure de potassium	0,033
Chaux	0,101
Anhydride silicique	0,010
Chlorure de sodium	0,046
Matières organiques	0,006
Résidu solide	0,236

Puits artésien de Nieuport.

Profondeur : 157 mètres.

Le résidu solide varie, dans cette eau, de gr. 1,920 à gr. 1,680 ; la couleur ne varie guère, les matières organiques ne subissant presque pas de variation.

Couleur : jaunâtre.

	Grammes.
Chlorures	0,761
Sulfates	0,180
Chaux	0,0034
Magnésie	0,00369
Fer et alumine	0,0049
Silice	0,005
Matières organiques	0,0066
Résidu solide	1,840

C. — Eaux saumatres.

Escaut en aval d'Anvers.

A marée haute.

Couleur : vert jaunâtre.

	Grammes.
Chlorure de potassium	0,181
Chaux	0,264
Magnésie	0,562
Anhydride phosphorique	traces.
» sulfurique	0,618
» silicique	0,020
Chlorure de sodium	8,476
Matières organiques	0,044
Résidu solide	10,208

L'Yser, un peu en amont de Nieuport.

Couleur : brune.

	Grammes.
Acide azoteux	traces.
Chlorure de potassium	0,069
Chaux	0,261
Magnésie	0,237
Oxyde ferrique	0,003
Anhydride phosphorique	0,012
» sulfurique	0,467
» silicique	0,028
Chlorure de sodium	6,372
Ammoniaque albuminoïde	0,001
Matières organiques	0,043
Résidu solide	7,956

Canal de Plasschendaele a Nieuport.

La composition de l'eau de ce canal diffère considérablement suivant que l'on observe de l'eau prise plus ou moins près de l'écluse de Nieuport, ainsi que suivant les périodes de sécheresse ou de grandes pluies. En général, l'eau est saumâtre à la surface jusqu'à environ 200 mètres en amont des écluses de Nieuport, et douce au delà ; la couleur varie du brun au brun foncé, sauf près des écluses, où elle est souvent d'un brun verdâtre.

Dans les périodes de grande sécheresse, elle est saumâtre jusqu'à une grande distance en amont de Nieuport, et vire alors au vert brunâtre, contenant gr. 10,2 de sels par litre. L'analyse suivante a été faite en temps normal ; l'eau a été prise assez près de l'écluse, où elle contenait comme résidu total gr. 5,688 et gr. 0,046 de matières organiques ; plus en amont, pour une couleur plus brune, la composition différait beaucoup, donnant seulement comme résidu total gr. 1,190 et comme matières organiques gr. 0,150.

Couleur : brun verdâtre.

	Grammes.
Chlorure de potassium . . .	0,227
Chaux.	0,214
Magnésie.	0,288
Oxyde ferrique	0,004
Anhydride phosphorique. . .	0,010
Anhydride sulfurique	0,329
" silicique	0,040
Chlorure de sodium	4,501
Ammoniaque saline	0,0008
" albuminoïde. . .	0,0005
Matières organiques	0,046

Fossé des anciens remparts a Nieuport.

La composition de l'eau de ce fossé est des plus variables ; recevant d'un côté les eaux de ruissellement des champs environnants, d'un autre côté les eaux saumâtres du port, par une vanne mal fermée, il se fait un mélange qui fait varier la quantité des matières minérales.

D'après une série d'observations que j'ai faites d'octobre 1908

à juillet 1909, la densité moyenne a été de 1,0143, avec gr. 18,7 de résidu solide ; le maximum, de 1,0213 avec gr. 27,9 de résidu solide ; le minimum, de 1,0073 avec gr. 9,6 de résidu solide.

La couleur de l'eau est brune ; vers l'automne, une grande quantité de feuilles jaunies s'accumulent dans le fossé ; alors l'eau devient brun foncé, même si une grande quantité d'eau saumâtre s'y mêle. La couleur ne vire jamais au vert, même en dehors de l'automne, pendant les plus fortes densités, le fond étant garni d'une grande quantité de matières humiques, et l'eau n'ayant guère plus de 50 centimètres de profondeur maxima, la dilution des colorants n'est jamais suffisante pour faire disparaître la couleur brune. L'analyse suivante a éte faite lors d'une densité très faible, le résidu solide n'étant que de gr. 6,282.

Couleur : brune.

	Grammes.
Chlorure de potassium	0,100
Chaux	0,180
Magnésie	0.349
Oxyde ferrique	0,004
Anhydride phosphorique . . .	traces.
» sulfurique	0,364
» silicique.	0,056
Chlorure de sodium.	5,056
Ammoniaque saline.	0,0009
Ammoniaque albuminoïde. . .	0,0009
Matières organiques.	0,068
Résidu solide.	6,282

Examinons en détail les eaux transparentes vertes, jaunes et brunes, dont la coloration est due à des matières organiques d'origine végétale dissoutes dans l'eau.

Toutes les personnes qui se sont occupées de l'étude de la coloration des eaux sont d'accord pour donner au colorant principal, des eaux à courant lent ou stagnantes, une origine végétale. Les preuves en sont en effet nombreuses ; on ne trouve ce colorant que dans les eaux traversant des terrains tourbeux, contenant de l'humus, des végétaux vivants ou des débris végétaux flottants ou immergés.

On observe aussi qu'en laissant macérer des feuilles ou des plantes aquatiques dans de l'eau, cette dernière se colore plus ou moins rapidement en jaune, en jaune brun quand il y a beaucoup

de tannin brun : la coloration est évidemment plus rapide quand on déchire les feuilles avant leur immersion.

Myriophyllum spicatum colore l'eau en jaune brunâtre. *Ceratophyllum demersum*, *Ruppia maritima*, colorent en jaune, très lentement ; il en est de même des mousses vivant dans l'eau. Les feuilles vivantes de *Populus monilifera*, *Fraxinus excelsior* colorent en jaune pâle. *Alnus glutinosa* en jaune brun ; *Quercus robur* ne donne qu'une teinte jaune, quoique contenant assez bien de tannin.

Les feuilles jaunies de l'automne donnent en général des eaux fortement colorées en jaune d'or, et en très peu de temps. Les feuilles jaunies de *Populus monilifera* colorent l'eau en quelques heures, même si on immerge des feuilles entières.

Ces solutions contiennent cependant assez de tannin, quoique leur couleur soit d'un beau jaune ; une solution obtenue en laissant macérer des feuilles déchirées pendant quarante-huit heures dans de l'eau de pluie, ne contient pas assez de tannin pour agir sur le papier de tournesol ; cependant, une solution d'un sel ferrique, ajoutée dans la proportion de 4 p. c. en volume, donne un précipité noir, transformant la couleur de l'eau en jaune sale. Cette réaction ne peut cependant guère influencer directement la couleur de l'eau dans la nature, à cause de la petite quantité de fer présente dans ces eaux.

Un fait intéressant, c'est qu'en traitant les feuilles jaunies par l'eau distillée, la dissolution des colorants jaunes se fait beaucoup plus lentement que si on traite ces mêmes feuilles par l'eau de pluie ; la petite quantité de matières minérales se trouvant dans cette eau active donc la dissolution des colorants végétaux ; pourtant l'eau de pluie employée dans les expériences ne contenait que gr. 0,008 de matières minérales et avait une couleur bleue presque pure dans le tube de $1^{m}50$.

En traitant des feuilles jaunies de *Populus monilifera*, les unes par l'eau distillée, les autres par l'eau de pluie, contenant par litre gr. 0.025 de matières minérales, et en renouvelant tous les jours l'eau des bocaux, on observe qu'il n'y a pas de différence de teinte entre les deux solutions pour ce qui regarde la couleur jaune, l'eau de pluie étant seulement un peu laiteuse le premier et le second jour, après un dégagement assez abondant d'oxygène dans ce bocal ; pour ce qui regarde le tannin, la solution d'eau de pluie en contenait chaque jour plus que l'autre, surtout le second et le troisième jour. Le quatrième jour, la quan-

tité de tannin diminue fort dans les deux solutions; le cinquième jour, plus de tannin dans l'eau distillée, une petite quantité encore dans l'eau de pluie.

Cela prouve donc que les matières minérales présentes dans les eaux naturelles, même si elles sont en minime quantité, ont une influence sérieuse sur certains colorants végétaux; non seulement ils les dissolvent plus rapidement, mais la quantité globale dissoute est également plus élevée.

Il est donc nécessaire, dans certaines expériences, d'employer les eaux naturelles mêmes, au lieu d'eau distillée; cette dernière, à cause de sa pureté, agissant plus lentement ou même étant sans action, ne pourrait nous expliquer ce qui se passe dans la nature.

Les feuilles pourries dans l'eau, et s'y trouvant depuis un temps assez long, ne donnent plus qu'une légère teinte jaune : leurs colorants solubles s'épuisent comme on le remarque pour la tourbe. Ainsi, on peut trouver une grande quantité de feuilles pourries, noires, au fond d'une mare ou d'un étang, sans que l'eau en soit cependant notablement colorée.

Il faut d'ailleurs connaître le régime des eaux qu'on observe, car souvent leur coloration n'est pas en rapport avec la quantité de plantes et débris végétaux qui s'y trouvent, ni avec le terrain qu'elles traversent. Il suffit d'une élévation brusque du niveau d'une mare, étang ou fossé, par suite de grandes pluies et d'inondations, pour avoir une eau très claire dans un endroit où l'on devrait trouver au contraire des eaux brunes. De même, par un abaissement anormal du niveau, par suite d'une sécheresse prolongée ou d'un changement artificiel dans la circulation des eaux environnantes, on peut trouver des eaux à coloration relativement forte, là où l'on s'attendait à en trouver de très claires.

Parmi les colorants, il faut tenir compte des tannins, dont l'action n'est parfois pas négligeable, comme le prouvent mes expériences; son rôle de colorant direct est cependant secondaire et même nul dans la plupart des eaux.

La composition du tannin des noix de galle est $C^{14} H^{10} O^{9}$; les tannins qu'on trouve dans le café, le quinquina, le cachou, l'écorce et les feuilles du chêne, de l'orme, du marronnier, etc., ne sont pas identiques au tannin des noix de galle, car ils ne donnent pas d'acide gallique. Ils se comportent cependant comme le tannin ordinaire vis-à-vis des réactifs, tels que les sels ferriques, l'albumine, la gélatine.

On croit généralement que les solutions jaunes, obtenues par le traitement des feuilles jaunies de l'automne par l'eau de pluie, sont dues à la xanthophylle seule, ces feuilles ne contenant plus que des chloroleucithes colorés en jaune par la présence de ce colorant; il n'en est rien cependant, du moins pour les feuilles qu'on laisse macérer dans l'eau, entières ou simplement déchirées. J'ai fait des recherches sur les feuilles de *Populus monilifera;* les feuilles vertes ne donnaient qu'une eau jaunâtre laiteuse, contenant peu de tannin; les feuilles jaunies, au contraire, donnaient dans les mêmes conditions de milieu et de temps une eau colorée en jaune pur.

Cette coloration n'était cependant pas due à la xanthophylle, car la solution ne contenait qu'une grande quantité de tannin. Des coupes transversales des feuilles montraient d'ailleurs les chloroleucithes jaunes toujours présentes dans les cellules. J'ai obtenu des résultats identiques en traitant de la même façon des feuilles vertes et jaunies de *Robinia pseudacacia*; de l'eau jaune verdâtre, contenant peu de tannin, produite par les feuilles vertes; de l'eau jaune, contenant beaucoup de tannin, produite par les feuilles jaunies. On ne pourrait cependant pas en conclure que les feuilles jaunies contiennent une quantité notablement plus grande de tannin; la différence constatée provient en effet de ce que les tissus sains des feuilles vertes ne laissent que difficilement dissoudre les matières solubles dans l'eau, tandis que les tissus morts des feuilles jaunies, beaucoup plus perméables, permettent au contraire une dissolution rapide.

Comme preuve, il suffit d'écraser les feuilles vertes, afin de détruire les parois des cellules pour que les solutions des feuilles jaunies et vertes donnent sensiblement la même quantité de tannin; cela permet aux feuilles jaunies de changer la couleur des eaux de la nature assez brusquement, pendant l'automne, tandis que les feuilles vertes agissent bien plus lentement.

Toutes les feuilles ne jaunissent cependant pas lors de leur chute; beaucoup, après la disparition de la chlorophylle, passent simplement au brun pâle ou brun jaunâtre, mais jamais au jaune pur; pour que cette dernière couleur apparaisse, il faut que les feuilles contiennent une grande quantité de tannin jaune. C'est ce qu'on voit par exemple chez le peuplier (*Populus monilifera*), le robinier (*Robinia pseudacacia*), etc.; d'autres, comme le lilas blanc (*Syringa alba*), l'érable (*Acer pseudo platanus*), etc., ne prennent jamais la belle couleur jaune,

parce qu'elles contiennent très peu de tannin. Néanmoins, chez certains individus et variétés de *Acer pseudoplatanus*, on remarque à l'automne des feuilles nettement jaunes; à l'analyse de l'eau de macération, on constate que ces feuilles contiennent autant de tannin que les feuilles jaunes de peuplier, donc bien plus que celles des individus de la même espèce qui ne prennent jamais la teinte jaune; ce qui prouve que c'est bien le tannin qui donne cette couleur aux feuilles ayant perdu leur chlorophylle.

Certaines feuilles cependant, quoique contenant beaucoup de tannin, comme celles des aulnes (*Alnus glutinosa*), ne jaunissent néanmoins pas, parce que le tannin qu'elles contiennent est brun, et non jaune comme chez les plantes qui jaunissent. Dans tous les cas, cependant, les tannins n'influencent sérieusement que la couleur de certaines eaux stagnantes, en faisant virer la couleur verte au vert brun ou brun pur, ou bien en augmentant sensiblement l'intensité de la couleur brune déjà existante.

On sépare assez facilement la xanthophylle contenue dans les feuilles jaunies, en procédant de la façon suivante : après épuisement par l'eau, du tannin et des substances solubles dans ce liquide, on traite les feuilles, desséchées à l'obscurité, par l'alcool bouillant; on obtient un liquide jaune d'or de xanthophylle presque pur, donnant les réactions caractéristiques de cette substance : verdissement (vert émeraude), puis bleuissement par l'action des acides sulfurique et chlorhydrique. En traitant les feuilles jaunies et séchées immédiatement par l'alcool bouillant, sans macération préalable dans l'eau, on obtient un liquide jaune brunâtre, contenant une certaine quantité de tannin mélangé à la xanthophylle.

La xanthophylle en solution alcoolique, étendue d'eau de pluie, de façon à obtenir un liquide jaune, pâlit très vite à la lumière, même à l'ombre; en quatre jours il y a décoloration complète; isolée, elle ne peut donc intervenir dans la coloration des eaux naturelles.

On ne peut pas en conclure, cependant, que la xanthophylle, à l'état de division extrême et de mélange où elle se trouve dans les feuilles, se comporte de même, quand les tissus déchirés permettent sa libération dans l'eau.

Les colorants des écorces, autres que les tannins, influent parfois fortement sur la coloration de l'eau, du moins dans les fossés et mares de peu d'étendue et dans des conditions spéciales; j'ai observé un fossé dont les eaux étaient d'un orangé

très pur, par suite de l'immersion de plusieurs troncs d'aulne (*Alnus glutinosa*) dont l'écorce produit un colorant orangé.

L'écorce de châtaignier (*Aesculus hippocastanum*) peut produire également une eau jaune foncé ou brune ; la coloration bleue produite par la même écorce ne se voit plus quand la concentration est assez forte pour produire de l'eau brune ; l'écorce de chêne donne une teinte jaune brunâtre en très peu de temps ; ce sont là cependant toutes des colorations exceptionnelles.

La chlorophylle, quoique verte, colore l'eau en jaune, ainsi que le prouvent les expériences suivantes.

Une solution alcoolique de chlorophylle, vue par transmission, est verte, et rouge sombre par réflexion ; mais si on la regarde sous une faible épaisseur, elle est nettement jaune par transmission. La chlorophylle donne la même couleur jaune quand on étend la solution alcoolique d'eau distillée ; mais cette même solution étendue paraît de nouveau verte quand on l'examine dans un tube de $1^{m}50$ et vert jaunâtre dans un tube de 50 centimètres ; il est vrai que dans les eaux naturelles la chlorophylle ne se trouve jamais isolée et pure, mais cela n'empêche qu'elle se comporte de même au point de vue de la production de la coloration jaune.

Contrairement à ce qu'on pourrait croire, la coloration produite dans l'eau par la chlorophylle pure, persiste longtemps, même à la lumière. J'ai étendu la solution alcoolique d'une grande quantité d'eau distillée, de façon à obtenir un liquide jaune, n'ayant plus du tout l'odeur de l'alcool ; après vingt-quatre heures l'eau était d'un jaune plus pâle, mais n'a plus changé pendant les cinq jours que je l'ai observée.

J'ai également étendu la solution alcoolique de son volume d'eau distillée ; le liquide obtenu était jaune verdâtre, mais vira bientôt au jaune pur, même à l'obscurité. Les jours suivants l'intensité de la couleur diminuait, mais le liquide restait nettement jaune, couleur qui a persisté pendant les dix jours que je l'ai observé ; l'odeur de l'alcool avait complètement disparu.

On sait d'ailleurs, d'après les travaux de Monteverde et de Willstätter, que le spectre de la chlorophylle diffère considérablement d'après le degré de concentration ou l'épaisseur du liquide observé au spectroscope. Willstätter, notamment, a obtenu huit spectres, différant tous l'un de l'autre, en observant une solution de chlorophylle cristallisée contenant gr. 0,1 de cette substance pour 5 litres d'alcool ; l'épaisseur du liquide

était de 200 millimètres pour le maximum, et de 2,5 millimètres pour le minimum.

Dans la nature, par suite d'inondations, de vents violents, un grand nombre de feuilles sont entrainées par les cours d'eau; si elles arrivent dans un lac ou un étang, elles pourront parfaitement influencer la coloration de l'eau par leur chlorophylle. D'après Buchanan, des étendues d'eau bien plus grandes pourraient même subir l'influence de la chlorophylle, notamment certaines régions de l'océan Atlantique recevant sans doute beaucoup d'eau douce charriant des feuilles vertes.

L'auteur a observé, lors de l'expédition du *Dacia*, en octobre 1883, près des côtes africaines, aux environs de Mogador, que les eaux de l'océan, de bleu d'azur, devenaient vert olive. Les objets dragués à partir de ce point (latitude 33°47′ nord, longitude 14°1′ ouest) étaient couverts d'un dépôt vert. Cette matière verte fut dissoute dans de l'alcool et observée par Hartley au spectroscope; il la considérait comme de la chlorophylle altérée. Buchanan en conclut que la teinte vert olive de ces eaux est due à la chlorophylle.

Cela peut paraître d'abord difficile à admettre, surtout que Buchanan n'a pas fait d'expérience pour appuyer sa manière de voir. J'ai fait quelques expériences, afin de voir si réellement la chlorophylle peut influencer la teinte de l'eau de mer, d'une manière plus ou moins durable; les résultats sont concluants.

J'ai écrasé des feuilles fraîches de lilas blanc (*Syringa alba*) avec un peu d'eau pure : le liquide vert qui en résulte a été versé dans de l'eau de mer, qui devint verte et troublée; après trente minutes, les plus grosses particules en suspension se déposent et l'eau devient vert olive. Quinze heures plus tard, un grand dépôt s'est formé, l'eau est devenue bien claire et jaune foncé; il n'y a plus trace de teinte verte. Cette eau de mer a conservé cette même couleur pendant toute la durée de l'observation, soit quarante jours.

Buchanan ne parle que d'une teinte vert olive ; il est possible que l'eau de mer de mes expériences, devenue jaune foncé, aurait donné en grande masse et, convenablement diluée, cette teinte vert jaune appelée vert olive.

Pour ce qui regarde le dépôt vert de chlorophylle qui recouvrait les objets dragués, j'ai également vérifié sa possibilité. Dans les expériences précédentes, après quarante jours, le dépôt formé sur les parois et le fond des bocaux était toujours nette-

ment vert ; vu en préparation microscopique et par réflexion, sur un fond noir, le dépôt était également vert. Vu par transparence, il était plutôt jaune ou jaune verdâtre : la chlorophylle conserve donc nettement sa teinte verte, après un séjour relativement long dans l'eau de mer.

J'ai fait la même expérience avec de l'eau de puits très calcaire ; cette eau a plus rapidement perdu sa teinte verte, et était déjà jaune foncé quinze minutes après y avoir versé le liquide provenant des feuilles écrasées. Le lendemain l'eau était claire et jaune brunâtre ; plus tard elle a viré au jaune foncé et a conservé cette teinte pendant tout le temps que les observations ont été faites, c'est-à-dire quarante jours, comme pour l'expérience avec l'eau de mer.

Il est fort possible que la xanthophylle joue également un rôle dans ces phénomènes de coloration des eaux marines ; Buchanan parle, en effet, de chlorophylle altérée, d'après les recherches de Hartley ; il s'agirait de savoir ce qu'il entend par là ; comme nous le verrons bientôt, ceux qui admettent que la chlorophylle se compose de deux corps, l'un bleu et l'autre jaune, chacun de ces corps trouvés isolément est évidemment considéré comme de la chlorophylle altérée.

Les tannins ne peuvent être invoqués comme ayant produit les colorations jaunes dans ces expériences, car les solutions observées n'en contenaient que des traces.

D'autres feuilles végétales, traitées de même, ont donné dans de l'eau de pluie des colorations diverses et intéressantes. Le nénuphar blanc (*Nymphaea alba*) colore l'eau en jaune pâle, qui devient de plus en plus claire, mais jaunit davantage vers le sixième jour. *Limnanthemum nymphoides* colore l'eau en vert pur, qui devient vert clair, puis vert pâle, et vert jaunâtre le sixième jour. *Potamogeton natans* colore l'eau en jaune foncé, devenant jaune et restant tel.

Hydrocharis morsus ranae colore l'eau en jaune verdâtre, virant au jaune : dans toutes ses solutions de plantes aquatiques, l'influence des tannins est nulle.

Dactylis glomerata, herbe commune, colore l'eau en jaune brunâtre. L'érable, *Acer pseudo platanus*, colore l'eau en jaune verdâtre, virant rapidement au jaune. Ces deux solutions contenaient une certaine quantité de tannin, capable d'influencer la couleur de l'eau.

On voit que beaucoup de feuilles vertes et débris végétaux

peuvent colorer l'eau de mer et l'eau douce en jaune, sans que le tannin y soit pour quelque chose; cette couleur provient donc de la chlorophylle, de la xanthophylle, et peut-être d'autres colorants jaunes encore insuffisamment connus.

Dans les expériences précédentes, les solutions étaient assez concentrées, ce qui n'est pas toujours le cas dans la nature ; par contre, le volume d'eau étant très petit dans les bocaux, la coloration serait au moins aussi intense dans une eau naturelle, plus profonde, mais contenant moins de colorants végétaux pour un volume d'eau donné.

D'ailleurs, de l'eau contenant très peu de particules végétales en suspension, peut devenir brune et même brun foncé. On prend des feuilles fraîches et vertes de lilas blanc (*Syringa alba*), déchirées et écrasées dans de l'eau de pluie ou distillée ; on filtre sur un filtre en papier épais ; le liquide obtenu est transparent et jaune, et ne contient plus que fort peu de particules végétales en suspension ; ces particules sont d'ailleurs très petites, puisqu'elles ont passé à travers le filtre.

En exposant ces liquides jaunes à la lumière, dans des verres recouverts d'un couvercle empêchant l'introduction de la poussière, mais n'empêchant pas complètement l'accès de l'air, on les voit brunir peu à peu, et devenir en trois ou quatre semaines complètement brunes. J'ai obtenu le même résultat, en traitant de la même façon des feuilles d'une plante aquatique, *Potamogeton natans* ; l'eau brunit dans le même temps.

Les feuilles de robinier, *Robinia pseudacacia*, donnent un liquide jaune très pâle ; cependant, après huit jours on constate déjà un léger brunissement, qui s'accentue de plus en plus, mais n'atteint cependant pas la teinte brun foncé de certaines autres plantes.

Dans tous ces bocaux il s'est déposé un dépôt léger, et les liquides sont restés constamment limpides. Observées dans les tubes de 50 centimètres, ces eaux étaient brun foncé, sauf celle produite par les feuilles de robinier, qui est brune ; avant la stagnation dans les bocaux, toutes ces eaux étaient seulement jaunes, vues dans les mêmes tubes.

Puisque la même coloration se produit dans l'eau distillée comme dans l'eau de pluie, les matières minérales ne peuvent donc avoir aucune influence ; aussi faut-il invoquer l'action de l'oxygène de l'air, produisant, par oxydation des matières végétales en suspension, une matière brune; ce serait, en somme,

une transformation analogue à celle qui se passe dans les eaux naturelles, où les débris végétaux macroscopiques, et parfois assez volumineux, se transforment en humus.

Cela explique le brunissement de beaucoup d'eaux stagnantes, ne contenant pas de tourbe ni d'amas de matières humiques au fond, mais tenant en suspension des particules végétales extrêmement petites, provenant des végétaux aquatiques et autres. Ces végétaux peuvent même être en quantité relativement petite, puisqu'une minime quantité de particules végétales est suffisante pour produire la coloration jaune et brune.

La couleur verte de l'eau de mer peut également résulter de colorants variés, quoique tous soient d'origine végétale.

Buchanan va certainement trop loin quand il veut généraliser la cause de la teinte verte, et l'attribuer partout à la chlorophylle seule ; dans la plupart des cas la couleur verte est due uniquement à la présence d'une certaine quantité d'eau douce, colorée en jaune ou brun par suite des matières humiques dissoutes.

D'ailleurs, même pour les eaux vertes où Buchanan a trouvé les objets du fond recouverts de dépôts verts, il est inexact d'attribuer la teinte de la mer directement à la chlorophylle ; c'est bien la couleur jaune, résultant de la chlorophylle diluée, qui est, dans ce cas, la cause principale de la couleur verte.

Les expériences que j'ai faites avec les tubes de $1^{m}50$, comme on le verra plus loin, le prouvent suffisamment : en mélangeant une petite quantité d'eau douce, jaune ou brune à une eau de mer bleue, on obtient une belle eau verte.

Buchanan donne une autre explication de la couleur vert olive qu'il a observée, lors de l'expédition du *Challenger*, dans la mer antarctique. L'eau de l'océan située sous les latitudes tempérées était bleu d'azur, tandis que celle de l'océan antarctique était vert olive ; le passage d'une couleur à l'autre était parfois fort brusque. L'auteur croit que cette teinte est due à la présence de diatomées et aux excréments des animaux vivant presque uniquement de ces diatomées ; cette explication demande évidemment confirmation, elle ne dit d'ailleurs pas pourquoi le passage est si brusque d'une couleur à l'autre ; et puis, malheureusement, aucune analyse n'a été faite de cette eau.

Par chlorophylle, on désigne les colorants verts des plantes ; on connaît déjà deux chlorophylles différentes, et ces deux pigments peuvent probablement se modifier encore considérablement ; mais la chimie ne peut encore nous en dire grand'chose

La chlorophylle obtenue par traitement par l'alcool des feuilles vertes desséchées à l'obscurité, après macération dans l'eau, est d'un beau vert à fluorescence rouge.

On peut l'obtenir cristallisée; elle est d'une composition très complexe et contient du carbone, de l'hydrogène, de l'oxygène, de l'azote et du magnésium, ainsi que l'indique sa formule $C^{38} H^{42} O^{7} N^{3} Mg$. On l'a considérée longtemps comme composée de deux colorants, la cyanophylle bleue, et la xanthophylle jaune; ces deux principes colorants produisaient la couleur verte de la chlorophylle.

Actuellement, on considère la chlorophylle comme indépendante de la xanthophylle; ce dernier colorant serait un dissolvant de la chlorophylle.

La xanthophylle, pigment jaune, se trouve toujours dans les feuilles étiolées ainsi que dans les feuilles jaunies de l'automne; considérée par les uns comme un carbure d'hydrogène, identique à la carotine, qui est un pigment rouge, sa formule serait $C^{26} H^{38}$; pour d'autres, se serait un oxyde de la carotine, ayant pour formule $C^{40} H^{56} O^{2}$. Une plante se développant à l'obscurité produit des leucites dans lesquels se forme la xanthophylle; le principe colorant vert, la chlorophylle, n'apparaît que par suite de l'exposition de la plante à la lumière.

Les eaux colorées en brun et brun foncé possèdent encore des colorants autres que ceux déjà mentionnés; la substance principale en est l'acide ulmique, qu'on peut extraire de l'humus et de la tourbe, et qui se forme par la lente carbonisation de la cellulose et de la partie ligneuse des végétaux, se décomposant dans l'air ou dans l'eau.

La cellulose est une subtance ternaire ayant pour formule $(C^{6} H^{10} O^{5})^{6}$; les parties ligneuses des végétaux sont de la cellulose imprégnée de lignine, substance ternaire, renfermant plus de carbone et d'hydrogène que la cellulose, et ayant pour formule approchée $C^{10} H^{12} O^{5}$. C'est dans les substances ulmiques qu'on trouve les acides crénique et apocrénique, substances brunes, de saveur très astringente. En traitant certains hydrates de carbone par la chaleur et les acides on obtient des réactions intéressantes au point de vue qui nous occupe.

Les polyglucocides par l'action de la chaleur ou des acides donnent l'acide glucique, $C^{12} H^{18} O^{9}$, qui est incolore, puis l'acide apoglucique $C^{24} H^{26} O^{13}$, qui est un corps brun soluble dans l'eau. En prolongeant l'action de la chaleur ou des acides, on obtient

l'acide ulmique $C^{48} H^{34} O^{17}$, et l'ulmine $C^{48} H^{28} O^{14}$, qui sont des corps noirs, ainsi que des composés analogues à la tourbe, qui sont brun très foncé.

En faisant bouillir du sucre assez longtemps avec de l'acide sulfurique ou de l'acide chlorhydrique étendu, on obtient d'abord l'acide glucique, ensuite l'acide apoglucique et finalement des produits analogues à l'acide ulmique et à l'ulmine; or, le sucre est un corps dont la composition n'est pas très éloignée de celle de la cellulose et des tissus ligneux des végétaux, le sucre ordinaire ayant pour formule $C^{12} H^{22} O^{11}$; la cellulose $(C^6 H^{10} O^5)^6$ et la lignine $C^{10} H^{12} O^5$. Les colorations obtenues à l'aide du colorimètre de Tiemann et Gaertner sont d'ailleurs identiques aux colorations qu'on observe dans les eaux naturelles, ce qui se comprend puisqu'on y trouve également des principes ulmiques. Il faut des conditions assez spéciales pour obtenir cette transformation des végétaux en tourbe, notamment un climat humide et tempéré froid. La carte de la répartition des tourbières sur le globe, dressée par Früh et Schröter, 1904, montre nettement que dans les régions équatoriales et intertropicales les tourbières manquent, parce que la température y est trop élevée; tout autour de la Méditerranée, l'atmosphère est trop sèche; en Sibérie, l'air est également trop sec, sauf le long des côtes et dans les vallées.

On peut dire qu'en général la courbe limitant les tourbières suit à peu près les 45e parallèles Nord et Sud; c'est-à-dire que les tourbières ne se forment presque plus au sud du 45e parallèle Nord, ni au nord du 45e parallèle Sud, sauf cependant sur les montagnes élevées, où les conditions sont différentes et où la tourbe se forme même dans les pays chauds. On peut expliquer la présence d'eaux brunes dans certaines rivières intertropicales, sans faire intervenir les tourbières; en effet, on doit remarquer que la plupart de ces rivières traversent d'immenses forêts sauvages, où les débris végétaux s'accumulent et se décomposent sous l'influence d'un climat chaud et humide; quoique incapables de subir la fermentation tourbeuse, il y a cependant transformation des végétaux en humus, capable de colorer l'eau des rivières, qui, en inondant les forêts, entraînent toutes ces matières accumulées sur le sol, en dissolvant les colorants.

Cette transformation des végétaux en tourbe est considérée par certains chimistes comme une fermentation spéciale, appelée fermentation tourbeuse, faisant disparaître les tissus organisés. C'est évidemment une oxydation, dégageant de l'eau

et de l'acide carbonique avec formation d'ammoniaque. Si l'oxydation se fait à l'air ou dans l'eau à une température assez élevée, comme dans les pays chauds, elle est active, et forme l'humus; si, au contraire, l'oxydation se fait dans l'eau à une température assez basse, comme dans les climats tempérés froids, l'oxydation est incomplète, et il en résulte la formation d'un humus acide; c'est la tourbe.

Dans les deux cas il y a production de matières riches en carbone, à tel point qu'on peut appeler ces transformations de lentes carbonisations. Il suffit d'ailleurs de comparer les formules des produits végétaux, cellulose et tissus ligneux, avant leur transformation, aux produits qu'on trouve dans la tourbe, tels l'acide ulmique et l'ulmine, pour voir que, malgré la présence des mêmes corps, hydrogène, oxygène et carbone, ce dernier corps est bien plus abondant après que la transformation tourbeuse s'est accomplie.

Il n'y a cependant pas toujours corrélation entre la quantité de matières organiques végétales dissoutes dans l'eau et la coloration plus ou moins intense, comme certains auteurs l'ont prétendu. Cela provient de ce que les plantes vivantes submergées, les feuilles vertes et jaunes ne colorent pas fortement l'eau, tout en y abandonnant cependant des matières organiques en quantité parfois assez grande, tandis que les matières colorantes provenant des principes ulmiques de la tourbe ou de l'humus colorent très fortement l'eau en n'y dissolvant parfois pas plus ou même moins de matières organiques.

On a vu, d'ailleurs, que des eaux stagnantes contenant de minimes quantités de particules végétales microscopiques, peuvent devenir brunes et même brun foncé par suite de l'oxydation de ces particules; cependant, à l'analyse on ne trouve qu'une quantité bien faible de matières organiques, ce qui se comprend quand on se souvient de la manière dont j'ai obtenu ces eaux brunes dans mes expériences précédemment décrites.

Néanmoins, on peut considérer en général les eaux vertes comme moins chargées de matières organiques que les eaux brun verdâtre et les eaux brunes; elles sont d'ailleurs plus claires et plus transparentes.

Il suffit d'analyser l'eau d'une même rivière en différents endroits pour voir qu'il y a alors généralement corrélation entre la quantité de matières organiques et la couleur; dans ce cas, les colorants sont les mêmes, mais diffèrent seulement en quantité.

Deux analyses d'eau de l'Yser montrent cette concordance : l'eau prise près de Nieuport, où elle est saumâtre, était brune et contenait gr. 7.913 de matières minérales et gr. 0.043 de matières organiques ; l'eau prise près de Dixmude était brun verdâtre, et contenait gr. 0,170 de matières minérales, et gr. 0,030 de matières organiques ; la diminution des matières organiques, qui est de gr. 0,013 par litre, était donc suffisante pour faire apparaître la couleur verte, complètement masquée en aval, par la trop grande quantité de matières colorantes.

Il est évident que les échantillons d'eau doivent être pris à la même époque et à peu de jours d'intervalle, sinon la qualité des colorants peut changer et donner un résultat négatif. C'est ainsi qu'un échantillon d'eau pris à Elsendamme, pendant l'été de 1911, a donné gr. 0,150 de matières minérales et gr. 0,035 de matières organiques pour une eau verte ; donc un peu plus de matières organiques que dans l'eau brun verdâtre de Dixmude, prise à une autre époque.

J'ai fait plusieurs analyses d'eaux des dunes et des polders belges, afin de montrer qu'il n'y a pas corrélation constante entre la couleur et la quantité de matières organiques, ainsi que l'indique le tableau suivant :

Endroit de prise d'échantillon	Couleur de l'eau dans les tubes de $1^{m}50$	Matières organiques par litre
Eau de citerne à Nieuport	bleue	gr. 0,025
Eau de la Gileppe	bleu verdâtre	» 0,015
Puits dans le poldérien	vert clair	» 0,090
Yser près d'Elsendamme	verte	» 0,035
Mare dans les dunes	jaune pâle	» 0,020
Autre mare dans les dunes	»	» 0,030
Fossé des polders	»	» 0,090
Autre fossé des polders	»	» 0,090
Fossé des polders	jaune	» 0,080
Autre fossé des polders	»	» 0,140
Puits artésien de Nieuport (profondeur 157 mètres)	»	» 0,006
Fossé des polders	jaune foncé	» 0,130
Puits dans les polders	jaune brunâtre	» 0,150
Fossé des polders	jaune brun	» 0,080
Autre fossé des polders	»	» 0,170
Fossé des polders	»	» 0,130
Yser à Nieuport	brune	» 0,046
Yser près de Dixmude	brun verdâtre	» 0,030

BIOLOGICAL LIBRARY

C'est surtout dans les pays marécageux et plats, où on trouve beaucoup de mares et de rivières à courant très lent, ainsi que des canaux, dont les eaux sont arrêtées artificiellement par des écluses, que les eaux sont jaunes ou brunes.

Les teintes vertes se trouvent dans les endroits où peu de matières colorantes jaunes se mélangent aux eaux, donc là où la quantité de végétaux est petite en comparaison de la masse d'eau qu'ils colorent.

Il y a cependant des rivières à cours rapide, qui ont les eaux colorées en brun ; ce sont celles qui traversent de grandes forêts, comme certaines rivières des régions intertropicales ; leurs eaux entraînent une énorme masse de végétaux, en état de décomposition ; dans leurs débordements elles entraînent également les eaux des marais, remplis de débris végétaux et d'humus.

Les eaux du Congo et de la plupart de ses affluents sont brunes ; comme le grand fleuve déverse ses eaux avec une grande force dans l'océan, la couleur des eaux de ce dernier en est fortement influencée jusqu'à une grande distance des côtes africaines. De bleues que sont les eaux de l'océan au large, elles passent graduellement au vert et au brun à mesure qu'on se rapproche de l'embouchure du Congo. Cette teinte brune s'étend jusqu'à une distance de 25 à 30 kilomètres au large, et forme une nappe superficielle à peine mélangée d'eau salée, qui s'étend à une grande distance vers le nord-ouest, à cause des courants froids qui l'entraînent dans cette direction. Il en résulte évidemment une corrélation entre la couleur et la densité, et, par suite, entre la teneur en sels des eaux de l'océan dans ces parages. Schleinitz, qui a observé le fait, lors de l'expédition de la *Gazelle*, en concluait à tort que la quantité des sels dissous influençait la couleur des eaux.

La même chose se passerait à l'embouchure du fleuve des Amazones, qui chasse également avec violence ses eaux dans l'océan, seulement, les eaux ne sont pas brunes, mais blanchâtres, de sorte qu'on constate seulement une diminution de la salure normale des eaux de l'océan, encore sensible à 480 kilomètres au large de l'embouchure du fleuve.

Puisqu'on remarque partout un verdissement des eaux, là où une eau jaune ou brune se mêle à une eau bleue, il était à supposer que seuls les colorants végétaux jaunes et bruns en étaient la cause. Des expériences seules pouvaient confirmer ces suppositions, basées sur des observations faites dans la nature.

Voici les recherches que j'ai faites afin de prouver que les couleurs, autres que le bleu intrinsèque de l'eau, sont bien dues aux matières colorantes jaunes d'origine végétale, du moins pour la plupart des eaux et peut-être bien pour toutes les eaux naturelles.

J'ai rempli le tube de $1^{m}50$ d'eau distillée depuis peu de temps ; la couleur était bleue ; j'ai ajouté à cette eau, par petites quantités à la fois, de l'eau brune provenant d'un fossé des polders, contenant gr. 0,170 de matières humiques par litre. Cette eau est devenue complètement verte après y avoir mélangé 7 centimètres cubes d'eau brune par litre; en ajoutant l'eau brune par 2 centimètres cubes à la fois, on observe le lent changement des teintes, allant du bleu au vert. Cependant, comme cette eau brune contenait également de la chaux, et même en quantité assez notable puisqu'elle donne comme matières minérales par litre gr. 1,265, composées en grande partie de calcaires, la couleur verte pouvait être produite par suite de leur présence dans l'eau des tubes.

J'ai donc éliminé le colorant jaune en traitant l'eau brune par le sulfate d'alumine et de potasse (alun potassique) qui, en libérant l'alumine, permet à ce corps de former un précipité gélatineux absorbant toutes les matières colorantes.

Cette eau clarifiée a été mélangée à l'eau distillée du tube de $1^{m}50$ dans la même proportion que la première fois, c'est-à-dire 7 centimètres cubes par litre, quantité suffisante pour donner la teinte verte ; or, cette fois-ci, la couleur bleue n'a pas disparu, ce qui prouve que le colorant jaune éliminé était bien l'unique cause. On peut d'ailleurs faire revenir immédiatement la teinte verte, en ajoutant à l'eau distillée, contenant déjà 7 centimètres cubes d'eau brune clarifiée par litre, encore 7 centimètres cubes de la même eau non clarifiée.

On ne peut objecter que les conditions ne sont pas les mêmes dans la nature, puisque toutes les eaux douces, marines ou saumâtres, bleues, vertes, jaunes ou brunes dans la nature, vues donc par réflexion, donnent exactement les mêmes couleurs dans ces tubes, sauf qu'elles sont parfois un peu plus pâles.

On voit par les expériences précédentes, que la quantité de matières colorantes capable de donner la teinte verte est bien minime, puisque l'eau brune n'en contenait que gr. 0,170 par litre ; or, comme il ne fallait ajouter que 7 centimètres cubes de cette eau à l'eau distillée, cette dernière ne contenait que

gr. 0,001 de matières colorantes par litre; sans doute qu'une quantité bien plus petite encore donnerait la teinte verte dans un tube plus long ou plus large. En ajoutant une quantité plus grande d'eau brune à l'eau du tube, le vert disparaît, et l'eau devient brune.

Il est évident, qu'en prenant de l'eau naturelle très brune, et en la diluant par de l'eau distillée ou de l'eau de pluie bleue, on obtient également de l'eau verte. Une eau très brune et transparente dans le tube de 50 centimètres, est brun foncé et opaque dans le tube de $1^{m}50$; les substances dissoutes, de couleur foncée, rendent donc l'eau opaque comme les substances en suspension.

En diluant une eau très brune par de l'eau de pluie très pure, dans la proportion de 50 p. c. d'eau brune, elle reste encore opaque et brune. Etendue dans la proportion de 25 p. c. d'eau brune, elle devient transparente et brun jaunâtre; 12.5 p. c. d'eau brune donne du jaune verdâtre; 9.4 p. c. d'eau brune donne du vert jaunâtre; 7 p. c. d'eau brune donne la même couleur; 5 p. c. d'eau brune donne le vert presque pur; 4 p. c d'eau brune donne du vert. Pour une eau brune, très foncée, il faut donc 96 p. c. d'eau de pluie pour faire apparaître la couleur verte; il est assez rare cependant de trouver dans la nature des eaux si foncées, comme celle dont je me suis servi dans cette expérience; cette eau provenait d'une mare des polders, dont le niveau avait considérablement baissé par suite de l'été sec et chaud de 1911; généralement, les eaux brunes verdissent en mélangeant 50 à 70 parties d'eau de pluie à 50 ou 30 parties d'eau brune.

L'eau des mares, fossés et étangs, normalement brune, peut donc verdir assez brusquement, par suite d'inondations causées par des pluies très fortes ou persistantes. Il est évident que les eaux brun jaunâtre ou jaune brunâtre, verdissent par l'addition d'une quantité d'eau de pluie bien moindre qu'il n'en faut pour obtenir la même couleur dans les eaux nettement brunes.

N'importe quelle matière organique, capable de colorer l'eau en jaune, peut produire la couleur verte ou brune. Ainsi, les feuilles vertes ou jaunies, la tourbe, l'humus, etc., pourvu que les colorants puissent se mélanger en quantité suffisante à une eau bleue ou verte. Une solution alcoolique de xanthophylle mélangée en petite quantité à une eau bleue, produit dans les tubes de $1^{m}50$ une eau vert pâle; une quantité plus grande donne une eau jaune.

Une solution alcoolique de xanthophylle contenant du tannin, de couleur jaune, un peu brunâtre, donne dans les mêmes conditions une eau d'un beau vert pur. Une solution de tannin dans l'eau, obtenue par macération de feuilles jaunies, donne également une belle eau verte.

Les matières minérales mêmes, en solution ou en suspension dans l'eau, produisent les mêmes effets. Spring a observé que dans un tube de 6 mètres, une eau contenant un dix-millionième d'hydrate ferrique, était verte ; avec un millionième, cette même eau devenait brune.

J'ai fait l'expérience en employant des matières minérales jaunes dissoutes dans l'eau, notamment le chromate de potasse ; en ajoutant à une eau bleue une goutte par litre, d'une solution concentrée de chromate de potasse, cette eau devient nettement verte dans le tube de $1^{m}50$.

Ces expériences montrent suffisamment que la composition chimique du corps colorant n'a aucune importance, il suffit qu'un corps quelconque puisse produire une teinte jaune dans l'eau bleue, sans la troubler, pour obtenir des eaux vertes ou brunes.

Il est cependant peu probable que les eaux naturelles doivent leurs couleurs à des colorants d'origine minérale, sauf dans quelques cas exceptionnels.

Les expériences montrent également, comme c'était à prévoir, que la composition chimique de l'eau est indifférente, les couleurs se produisant aussi bien en prenant de l'eau distillée, de l'eau des lacs, ou de l'eau de mer ; de l'eau de pluie, très transparente, et d'un bleu presque pur, dans le tube de $1^{m}50$, se comporte de même.

L'explication de ces phénomènes est facile avec la théorie de Wittstein ; il est vrai que les expériences de ce chimiste étaient insuffisantes pour prouver sa théorie ; mais les recherches qui ont été faites depuis lors prouvent bien que cette explication est la bonne.

Wittstein admet que la couleur intrinsèque de l'eau est le bleu ; les couleurs verte, jaune et brune résulteraient des quantités plus ou moins grandes de brun influençant la teinte bleue primitive. Cette théorie avait d'ailleurs déjà été plus ou moins nettement exprimée avant Wittstein, par Davy, Dumas et Sainte-Claire Deville.

Il me semble qu'elle est parfaitement admissible. La teinte verte ne se montre nettement que dans un tube de $1^{m}50$ de long,

et 4 centimètres de diamètre; or, il faut la même longueur de tube pour voir nettement la teinte bleue d'une eau pure; c'est donc le mélange du jaune et du bleu qui donne la teinte verte. Une eau verte, observée dans un tube de 50 centimètres, ne donne que la teinte jaune, parce que dans ce même tube, une eau bleue se montre absolument incolore; la couleur bleue étant invisible, on ne verra que la teinte jaune de l'eau verte, aucun mélange de couleurs ne pouvant se produire. Si les colorants jaunes se trouvent en proportion plus grande, la teinte bleue en est complètement masquée, et l'eau parait jaune foncé ou brune. Il est évident que d'après la quantité plus ou moins grande de colorant jaune, on obtient toute une gamme de couleurs allant du bleu au vert, et du vert au brun foncé.

Ces expériences expliquent facilement la même gamme de couleurs qu'on observe partout où une rivière déverse avec force des eaux brunes dans une mer bleue; immédiatement autour de l'embouchure, la mer est brune, mais d'un brun déjà moins pur que dans le fleuve même; ensuite, on remarque une zone de transition, où la couleur brune vire lentement au vert pur; au delà de la zone verte, il y a une nouvelle zone de transition, où le vert vire lentement au bleu d'azur pur. On explique de la même façon pourquoi, le long de certaines côtes, la mer est d'un bleu plus pur à marée montante qu'à marée descendante; cela s'observe partout où des rivières à eaux vertes et de moyenne importance se jettent dans une mer bleue; à marée montante, les eaux bleues affluent vers la côte, en refoulant les eaux vertes de la rivière, diluant considérablement les colorants; à marée descendante, au contraire, la mer se retirant de la côte, les eaux vertes s'y déversent, et la teneur en colorants augmente, au point que les eaux peuvent virer parfois au bleu verdâtre.

Il y a d'ailleurs également une corrélation entre ces changements de couleur et la densité de l'eau, qui, dans ces conditions, augmente à chaque marée montante.

Ces observations peuvent se faire d'ailleurs partout où une écluse à sas retient en amont des eaux douces de couleur brune, et en aval des eaux de mer bleues ou vertes. Par suite de l'éclusement fréquent des bateaux, il se fait un mélange d'eau de mer et d'eau douce, de telle sorte que les eaux douces situées près des portes d'amont sont brun verdâtres ou vert jaunâtres, les colorants jaunes étant fortement dilués par leur mélange avec l'eau salée, qui contient très peu des ces colorants. Dans le sas

même, c'est-à-dire dans l'espace compris entre les portes d'amont et les portes d'aval, les eaux sont encore plus saumâtres, et généralement de couleur vert pur, parfois vert jaunâtre.

Les eaux marines, situées en aval de l'écluse, sont vertes ou bleu verdâtre, suivant que leur couleur normale est le vert ou le bleu. Toutefois, pour pouvoir observer toutes ces colorations, il faut que les eaux soient bien claires, sinon, la présence de matières en suspension peut changer considérablement les colorations.

En Belgique, on trouve beaucoup d'eaux brunes dans les régions poldériennes et les marais tourbeux de la Campine; de même dans les petites mares des Hautes-Fagnes, produites par l'extraction de la tourbe. Les mares récentes, mais déjà garnies de végétaux, composées surtout de *Sphagnum*, possèdent une eau jaune, très claire; les mares plus anciennes, contenant les mêmes végétaux en quantité égale, possèdent une eau brun foncé, opaque sans être trouble; là, les principes ulmiques de la tourbe ont eu le temps de se dissoudre dans l'eau.

Les rivières et fossés traversant les bois ; les étangs et mares situés dans les bois et les parcs, ont en général des eaux brunes par suite de la grande quantité de débris végétaux qui s'y accumulent et s'y transforment en humus et en tourbe.

Certaines mares ne brunissent qu'à l'automne, et alors le changement de coloration se produit assez brusquement.

La Hollande, pays très tourbeux, possède également beaucoup d'eaux brunes; d'après Kemna, l'eau de la distribution de la ville de Gouda a la couleur du cognac avant le filtrage, même si elle est observée sous un faible volume, dans un verre à boire, par exemple; à l'analyse, on trouve gr. 0.250 de matières organiques, ce qui est énorme; aussi, je considère ce chiffre comme trop élevé, vu que le dosage a été fait au permanganate de potasse en solution acide.

Plusieurs canaux et rivières de la basse Belgique traversent d'épaisses couches de tourbe ; on serait tenté de croire que cette tourbe est la cause principale de la coloration brune de ces eaux ; il n'en est rien cependant. J'ai extrait des morceaux de tourbe bien noire du canal de Furnes à Nieuport, non loin de cette dernière ville; cette tourbe avait exactement l'aspect de la vieille tourbe qu'on trouve dans les couches inférieures des tourbières et qui colore si fortement l'eau dans laquelle on la baigne.

Ces morceaux de tourbe furent divisés en menus morceaux et

déposés dans deux bocaux, dont l'un contenait de l'eau de pluie, l'autre une eau saumâtre d'une densité de 1,020; après huit jours, l'eau avait toujours le même aspect, aucune coloration jaune ne s'y montrait. L'eau du canal avait donc dissous tous les colorants solubles de cette tourbe, au point que cette dernière n'en contenait plus du tout, malgré son aspect franchement noir. L'eau des anciennes mares, des vieux canaux et étangs, ne se colore donc nullement par suite des couches de tourbe qu'on y trouve.

La cause de la coloration brune des canaux et rivières de la basse Belgique doit être cherchée dans la grande quantité d'humus que contient la terre que les ruisseaux et petits cours d'eau traversent avant de se jeter dans les canaux et rivières; de plus, la plupart de ces eaux sont devenues artificiellement stagnantes, ou coulent très lentement, ce qui leur permet de dissoudre une grande quantité de matières colorantes.

Les eaux de la haute Belgique étant des eaux courantes ne parviennent pas à dissoudre autant de colorants, et ne deviennent par cela jamais brunes; les mares font exception, leurs eaux étant stagnantes, se comportent exactement comme celles de la basse Belgique : il en est de même de quelques eaux à courant très faible. Néanmoins, ainsi que je l'ai déjà fait remarquer, les eaux brunes doivent encore en partie leur couleur à l'oxydation des particules végétales microscopiques qu'elles tiennent en suspension.

L'étude des ports est également intéressante au point de vue de la coloration des eaux; j'ai surtout observé le port de Nieuport, qui est très bien situé à ce point de vue. Dans l'introduction, j'ai déjà signalé la grande différence de coloration que j'ai observée entre les couches d'eau supérieures et les couches inférieures. Les rivières et canaux aboutissent tous à des écluses groupées autour de l'arrière-port : dès qu'il y a un trop-plein, l'écoulement de l'eau douce se fait donc au même endroit. Il y a, par conséquent, un mélange d'eau douce et d'eau de mer, qui influe évidemment sur la couleur de celle-ci.

Par suite du flux, l'eau de mer entrant dans le port, refoule et soulève l'eau douce qui s'y trouve, de façon que cette dernière forme une couche superficielle, peu mélangée d'eau de mer et ayant une teinte brune, virant au brun jaunâtre, au jaune brun, pour passer au vert à mesure qu'on s'approche davantage de la mer. Très souvent, la ligne de démarcation est très nette

entre l'eau brune et l'eau verte, et, lors du reflux, on peut la suivre dans le chenal jusqu'à la mer.

Si les écluses coulent pendant le reflux, l'eau brune est chassée assez loin en mer ; par temps calme, on peut, du musoir de l'estacade, observer longtemps une large bande brune tranchant sur l'eau verte de la mer ; c'est en petit ce qui passe en grand à l'embouchure du Congo. Au fond du port, le changement de couleur de l'eau de surface est très rapide, si le déversement des eaux douces s'arrête peu après la montée de la marée. Dans ce cas, l'eau est brune immédiatement en aval des écluses ; elle passe au brun jaunâtre, au jaune brun, pour arriver au vert à l'heure de la haute mer. Ces changements se font donc régulièrement en quatre ou cinq heures; les teintes ne sont toutefois bien visibles que quand l'eau de la mer est bien transparente.

Pendant les périodes de sécheresse, les eaux douces étant retenues par les écluses, les eaux du port sont très salées ; une petite quantité d'eau douce y arrive seulement lors de l'éclusement des bateaux ; aussi, les eaux du port sont toujours vertes pendant ces périodes, et on n'observe pas ces changements multiples et rapides de coloration d'une marée à l'autre.

Pour les canaux et rivières traversant les polders, les changements de couleur sont également très curieux; la couleur normale est le brun ou brun foncé; ces eaux virent parfois au brun verdâtre, au vert foncé et au vert pur, et cela par suite de deux états météréologiques opposés, c'est-à-dire pendant les périodes de sécheresse et pendant les périodes de grandes pluies. Voici ce qui se passe.

Pendant les périodes de sécheresse, les eaux salées du port, très peu chargées de matières végétales colorantes, se mêlent aux eaux douces par infiltration à travers les joints des vannes et des écluses, ainsi que lors de l'ouverture des écluses pour le passage des bateaux; les eaux douces deviennent donc de plus en plus saumâtres; par suite, leurs colorants végétaux se diluent, la couleur brune disparaît; et le vert seul domine dans toute la région saumâtre.

Il y a cependant un petit cours d'eau, l'Yperlet, située entre Nieuport et Middelkerke, où la teinte brune persiste souvent, malgré la quantité très grande d'eau de mer mélangée à l'eau douce (ces eaux contiennent parfois jusqu'à gr. 20.660 de sels par litre).

Les causes en sont multiples ; d'abord, l'infiltration très lente de l'eau de mer, qui est compensée par l'évaporation; cette rivière étant séparée du chenal par des vannes ne s'ouvrant pas pendant les périodes de sécheresse, tandis que, pour les rivières à écluses, on est fréquemment obligé d'ouvrir celles-ci pour le passage des bateaux. Ensuite, la présence d'une grande quantité de matières ulmiques se dissolvant constamment dans l'eau, permet de maintenir une concentration suffisante, vu la profondeur minime de la rivière.

Pendant les périodes de grandes pluies, on est obligé d'évacuer par les écluses, les eaux des ruisseaux, rivières et canaux; ces eaux, brunes et stagnantes, deviennent donc, pour un temps plus ou moins long, des eaux courantes, alimentées surtout par les eaux de pluie, qui n'ont guère le temps de dissoudre une quantité notable de principes colorants; par suite, toutes ces eaux deviennent vertes. Les pluies cessant, les eaux sont de nouveau retenues, redeviennent stagnantes, et la couleur brune réapparaît, souvent en très peu de temps.

Il est parfois difficile et même impossible de voir directement la couleur d'une eau dans la nature si elle n'a pas de profondeur suffisante : les petites rivières, les étangs et les mares sont souvent dans ce cas. Pour voir la teinte bleue de l'eau il faut une profondeur relativement grande; la teinte jaune se voit au contraire à des profondeurs très petites, mais passe au brun quand la profondeur est assez grande; il faut donc que l'eau soit fortement colorée pour voir la couleur brune par une faible profondeur. Le vert ne se voit pas du tout si la profondeur n'est pas au moins de 70 à 80 centimètres.

Tout cela peut se vérifier facilement dans les eaux où les berges s'inclinent en pente très douce. La teinte bleue ne se voit jamais jusque près de la berge, mais disparaît insensiblement au point que l'eau est incolore près du bord. Les eaux vertes ne sont dans ce cas pas vertes non plus dans les minimes profondeurs, mais le vert vire insensiblement au jaune et arrive au jaune pâle là où l'eau n'a plus que très peu de profondeur. Les eaux brunes virent au jaune dans les mêmes conditions.

La mer du Nord, dans sa partie sud, est toujours teinte en vert ou vert bleuâtre, par suite d'un mélange constant d'eau douce contenant des colorants jaunes d'origine végétale; sa densité en est d'ailleurs influencée, puisqu'elle n'est en moyenne que de 1,0252 le long des côtes belges, donnant 33 grammes de sels par litre.

Voici les densités pendant toute une année, observées chaque mois; j'ai fait les prises d'eau à proximité de la côte, à marée haute, à environ 500 mètres à l'ouest de l'embouchure de l'Yser :

Date		Densité	Quantité de sels par mille	
Septembre	1908	1,0257	gr.	33,70
Octobre	"	1,0249	"	32,60
Novembre	"	1,0249	"	32,60
Décembre	"	1,0249	"	32,60
Janvier	1909	1,0264	"	34,60
Février	"	1,0249	"	32,60
Mars	"	1,0249	"	32,60
Avril	"	1,0257	"	33,70
Mai	"	1,0257	"	33,70
Juin	"	1,0242	"	31,70
Juillet	"	1,0242	"	31,70
Août	"	1,0264	"	34,60
Septembre	"	1,0260	"	34,10

Cette densité se maintient d'ailleurs le long de toutes les côtes, anglaises, norvégiennes, allemandes et hollandaises, jusqu'à une distance assez grande au large; elle oscille entre 1,0244, donnant 32 grammes de sels par litre, et 1,0267 donnant 35 grammes de sels par litre. Plus au large, comme également dans la Manche, la densité est un peu plus forte et oscille entre le maxima donné précédemment et 1,0275, donnant 36 grammes de sels par litre; là, la teinte de la mer varie du bleu verdâtre au bleu d'azur, d'après le degré de pureté de l'eau.

Il y a bien d'autres mers d'ailleurs où on observe la couleur verte; lors de l'expédition du *Challenger*, on remarqua dans la partie nord-est de la mer d'Arafoura, toute une zone verte située entre les îles Aarou et le cap australien York; l'eau y avait une faible densité. Cela provient évidemment des rivières de la Nouvelle-Guinée, et surtout des nombreuses rivières autraliennes qui se jettent dans le golfe de Carpentarie; de plus, ce golfe et toute la mer d'Arafoura n'ont qu'une faible profondeur.

Partout où l'eau de la mer est très transparente et pure, elle est bleue, vue par réflexion comme par émission; on la trouve au large dans toutes les régions, et même le long des côtes où aucune rivière importante ne déverse ses eaux, ainsi que là où les courants marins chassent directement les eaux du large vers les côtes.

Les mers situées dans de grands golfes ou enfermées entre des îles, situations qui retardent considérablement le mélange de leurs eaux avec celles des mers environnantes, ont toujours les eaux vertes ou jaunes si elles reçoivent directement les eaux de fleuves importants ; cela se remarque dans la partie sud de la mer du Nord ; la Baltique, le golfe Persique et une partie de la mer d'Arabie ; la mer Jaune, la mer d'Arafoura avec le golfe de Carpentarie, etc. La Méditerranée fait exception, avec ses eaux bleu d'azur ; cela provient de sa grande étendue et surtout de sa grande profondeur, ce qui fait que la masse de ses eaux est énorme en comparaison de la quantité d'eau douce, verte ou brune que les fleuves y déversent.

Il est fort admissible que les courants marins transportent parfois des eaux vertes à de grandes distances à travers les océans bleus ; le mélange étant retardé d'une part par la violence du courant et d'autre part par la différence parfois notable des densités. C'est par les courants qu'on peut expliquer la couleur verte des eaux qui baignent les côtes ouest de l'Amérique du Sud, entre le 33° sud et le 4°27′ sud ; toute cette côte est dépourvue d'embouchures de fleuves importants, les eaux ayant leur écoulement vers les côtes Nord et Est de l'Amérique. Or, les eaux de l'Océan antarctique, qui, d'après Buchanan, sont vert olive, affluent vers ces côtes ; de plus, il y a le long de ces côtes des eaux de fond qui affluent vers la surface et y amènent des eaux froides venant sans doute également de l'Océan antarctique.

On observe également de l'eau verte le long des côtes Ouest de l'Amérique du Nord, depuis le cap Saint-Lucas jusqu'au delà de San-Francisco ; or, justement ces côtes sont baignées par des eaux de fond affluant vers la surface ; il y a d'ailleurs plusieurs rivières qui y apportent des eaux colorées. Le long des côtes africaines, aux environs des îles Canaries et du Maroc, les eaux sont vertes sur une longueur d'environ dix milles ; là également des eaux de fond affluent vers la surface, et, comme on a vu d'après les recherches de Buchanan, le fond est tout couvert de dépôts verts de chlorophylle altérée. Il serait donc intéressant d'examiner la couleur et la composition de l'eau du fond là où la mer est verte à la surface, sans qu'on puisse expliquer la présence de cette couleur par l'apport d'eaux douces colorées, les côtes voisines étant souvent dépourvues de rivières et les courants marins de surface étant absents ou n'apportant que des eaux bleues.

Plusieurs affluents de l'Orénoque et de l'Amazone ont des eaux très foncées, quoique très transparentes ; leur coloration est due également à des matières organiques, notamment à des acides humiques provenant de la décomposition des végétaux. Müntz et Marcagno ont observé que ces eaux ne colorent pas les roches sur lesquelles elles coulent, tandis que les eaux incolores d'autres cours d'eau déposent des colorants.

Les auteurs cités l'expliquent de la façon suivante. Les eaux brunes contiennent des acides, mais pas de nitrates Quand elles coulent sur des roches granitiques, l'acidité ne peut être neutralisée par du calcaire, et les matières organiques ne peuvent être détruites par les organismes nitrificateurs ; ces eaux maintiennent donc leur couleur sans diminution de teinte. De plus, cette acidité empêche la précipitation du fer et du manganèse, et les eaux passent sans teindre les roches. Si ces eaux brunes se mêlent à des eaux claires mais calcaires, la matière organique est détruite et des précipités se forment.

L'intervention d'organismes nitrificateurs, d'abord admise comme hypothèse, fut prouvée expérimentalement par Schlœsing et Müntz ; plus tard Winogradsky a isolé les organismes et montré que la nitrification se fait par la transformation des sels ammoniacaux en nitrites par le *Nitromonas*, et la transformation des nitrites en nitrates par le *Nitrobacter*. Seulement, ces deux organismes n'ont été observés que dans les terres végétales et non dans l'eau; il leur faut en effet des conditions spéciales pour pouvoir opérer leurs transformations, notamment une lumière faible, une température d'environ 37°, mais n'atteignant jamais 55° ; il faut de plus que la terre renferme des débris de la vie animale ou des matières végétales azotées, comme l'humus, mélangées au carbonate ou phosphate de calcium, fournissant la chaux, et des roches feldspathiques fournissant la potasse ; en effet, le *Nitromonas* emprunte le carbone à l'acide carbonique des carbonates calcaires et magnésiens, et son azote à l'ammoniaque ; il faut de plus la présence de l'air.

Berthelot a émis l'hypothèse que ces organismes vivent peut-être dans l'eau également ; il admettait en même temps des ferments capables de désoxyder les azotates, de façon à ramener ces derniers à l'état de matière organique azotée. Et, en effet, on a trouvé des ferments produisant une désoxydation et faisant donc l'inverse des ferments nitrificateurs ; mais tout cela ne s'opère également que dans la terre végétale.

Kemna explique la clarification des eaux des affluents de l'Orénoque et de l'Amazone d'une manière moins compliquée et même plus admissible. L'auteur suppose qu'il s'agit là tout simplement d'une précipitation chimique, car, d'après Berzélius, par la réaction entre un humate ammoniacal et un sel alcalin terreux soluble, il se produit un précipité qu'on peut parfaitement séparer par filtration. Comme preuve, Kemna cite le traitement d'une terre végétale par une solution diluée de potasse ou de soude, qui donne une liqueur très foncée, dans laquelle un acide précipite des matières floconneuses de nature acide. Cette substance acide forme des sels solubles avec des bases alcalines, mais insolubles avec les autres, comme la chaux, par exemple.

Klément a montré d'ailleurs, dans son étude de l'eau des puits artésiens de Willebroeck (Belgique) qu'en traitant une eau brune naturelle par du carbonate de calcium rhomboédrique (spath d'Islande) finement pulvérisé, on obtient une prompte décoloration.

Des recherches intéressantes ont été faites dans l'Amérique du Nord, notamment dans l'Etat du Massachusetts, par le bureau d'hygiène de Boston. Les recherches ont porté surtout sur les eaux brunes; le chimiste Drown arrive aux conclusions ordinaires pour expliquer l'origine de la couleur, c'est-à-dire qu'il l'attribue aux matières végétales, feuilles, humus, tourbe.

Les eaux tourbeuses, très brunes, donnent presque toujours peu d'ammoniaque libre, mais beaucoup d'ammoniaque albuminoïde, produite par la décompostion des matières colorantes. Il donne comme preuve de cette dernière assertion, que la quantité de cet ammoniaque est proportionnelle à la couleur, et que les quatre cinquièmes de cet ammoniaque sont enlevés par l'action de l'alumine.

En traitant des feuilles d'automne par de l'eau distillée, la première solution donne un liquide jaune riche en matières albuminoïdes, allant jusqu'à gr. 0,494 par litre; les extraits suivants donnent la même teinte avec seulement gr. 0,174 de matières albuminoïdes. Après plusieurs extraits on ne trouve plus que gr. 0,072, et la couleur est un peu moins forte.

Kemna (1896) suppose que l'eau dissout plus facilement la phylloxanthine, qui passe dans les premiers extraits, ayant conservé son ammoniaque albuminoïde. Les solutions suivantes agiraient surtout sur les produits de la décomposition de la phyllocyanine et les matières ulmiques.

Il me semble que pour expliquer les résultats obtenus, il fau-

drait savoir sur quelles espèces de feuilles on a opéré ; il est plus probable que les tannins ont agi sur la couleur de l'eau plutôt que la xanthophylle ou phylloxanthine. Aucune recherche n'a d'ailleurs été faite pour spécifier le colorant ; aucune observation microscopique des feuilles en coupe n'a été faite non plus, avant et après le traitement par l'eau distillée ; il est vrai que ces expériences n'ont été faites que dans un but purement utilitaire.

Certaines eaux des environs de Boston subissent des variations périodiques de couleur ; l'une de ces eaux a son maximum de couleur en juin, ensuite l'intensité de la teinte diminue jusqu'en septembre ; fin octobre la teinte augmente jusqu'à un maximum qui arrive en décembre, mais qui est moins net que le maximum de juin ; le second minimum arrive vers le 15 mars.

L'ingénieur Fitz Gérald l'explique de la façon suivante : au printemps, les marécages en communication avec la rivière en question, ont leur maximum d'eau ; il y a donc dilution et la teinte diminue. Vers le mois de juin, les marécages fournissent leurs dernières eaux, donc les plus colorées, et la rivière a son maximum de couleur. Ensuite, le niveau des eaux baissant encore davantage dans les marécages, ces derniers se trouvent isolés de la rivière, qui n'est plus alimentée que par des sources à eaux peu claires. Les pluies d'automne font monter le niveau des eaux, les étangs et marécages s'unissent de nouveau à la rivière, et sa couleur augmente rapidement ; la preuve, c'est que les fortes pluies de peu de durée qui arrivent en été, sont suivies d'une augmentation de la couleur des eaux.

Fitz Gérald constate même une couleur différente d'après les saisons ; en automne les eaux sont vertes, par suite des feuilles fraîchement tombées ; tandis qu'en juin, la couleur passe au rouge brun, à cause des eaux tourbeuses des marais, dont le niveau est très bas à cette époque.

L'explication de la couleur verte en automne ne repose certainement sur aucune expérience ; en effet, sauf les cas exceptionnels, où l'eau contient une grande quantité de feuilles vertes broyées ou déchirées, de façon qu'un grand nombre de chloroleucites verts se trouvent en suspension dans l'eau, et lui communiquent pour quelques jours une couleur vert olive, tout en la rendant trouble, la chlorophylle ne peut donner la couleur verte directement, mais indirectement, en colorant l'eau en jaune. Or, ces eaux sont brunes ou rouge brun en dehors de l'époque de la chute des feuilles ; la chlorophylle étendue, ne

peut donc qu'augmenter la teinte brune, et nullement faire virer cette couleur au vert ; il faudrait pour cela que les eaux fussent bleues ou bleu verdâtre avant la chute des feuilles.

Il se peut cependant, que les pluies d'automne, qui font monter considérablement le niveau des eaux, les diluent suffisamment pour les faire virer au vert ou vert brun, avant le rétablissement des communications de la rivière et des marécages ; ces communications une fois rétablies, il doit en résulter une augmentation considérable de l'intensité de la couleur des eaux de la rivière par leur mélange avec les eaux stagnantes, de couleur brun foncé.

D'autres observations ont été faites sur le lac Conchituate, dont la coloration maxima se produit en avril et novembre. Fitz Gérald suppose que la glace, qui couvre le lac durant l'hiver, empêche l'action décolorante du soleil, ce qui permet une augmentation de la couleur jusqu'à l'époque où la glace disparaît, c'est-à-dire en avril ; dès lors la couleur décroît. Le second maximum, qui se produit en novembre, serait produit par les courants de convection qui porteraient à la surface les couches inférieures composées d'eau ferrugineuse.

Toutes ces explications ne reposent pas sur des expériences, et sauf la dernière, qui concerne les courants de convection, les autres demandent confirmation. D'abord, il n'est pas certain que la glace, qui est relativement transparente, empêcherait la décoloration par la lumière. J'ai fait plusieurs expériences afin de constater l'influence de la lumière sur la décoloration des eaux contenant des feuilles ou des plantes aquatiques vivantes ; de même, sur l'influence de l'air, en couvrant d'une plaque de verre transparente les bocaux, de façon à empêcher l'action de l'air sur l'eau et les plantes qui s'y trouvaient.

Les végétaux, feuilles coupées ou plantes aquatiques vivantes, ont été choisis aussi égaux que possible, puis divisés en trois lots et pesés ; ces végétaux ont été ensuite immergés dans trois bocaux contenant la même quantité d'eau de pluie. Deux bocaux ont été placés à la lumière à l'ombre, l'un ouvert, l'autre couvert d'une plaque de verre ; le troisième a été placé ouvert dans une lumière très faible. Les expériences ont été faites en avril, et ont duré huit jours. La couleur indiquée est celle de l'eau vue dans les tubes de 50 centimètres, à la fin de l'expérience.

Feuilles coupées, bien vertes, de *Dactylis glomerata* :

I. — Bocal mis à la lumière et ouvert ; eau d'un jaune un peu plus foncé que le suivant.

II. — Bocal mis à la lumière et fermé : eau jaune.

III. — Bocal mis à la lumière faible : eau d'un jaune plus foncé que les deux autres.

Les feuilles vertes coupées colorent donc l'eau davantage à l'obscurité qu'à la lumière ; les journées sombres, les longues nuits et la diminution de la lumière par une couche de glace, peuvent donc augmenter la couleur des eaux dans la nature. La fermeture du bocal n'a eu aucune influence ; ces feuilles ne colorent donc pas plus les eaux sous l'influence des causes empêchant l'accès de l'air sans empêcher l'accès de la lumière, comme le fait la glace peu épaisse. Il est à remarquer que, dix-huit heures après l'immersion des feuilles, l'eau du bocal mis à l'obscurité était déjà plus jaune que les autres ; dans le bocal fermé, l'eau était d'un jaune plus pâle, et dans le bocal ouvert, aucune coloration n'était visible ; l'accès de l'air retarde donc un peu le jaunissement.

Plante aquatique vivante, *Ceratophyllum demersum* :

I. — Bocal mis à la lumière et ouvert : eau jaunâtre.

II. — Bocal mis à la lumière et fermé : eau jaunâtre.

III. — Bocal mis à la lumière faible : eau jaunâtre.

Cette plante colore très lentement l'eau et semble donc insensible aux changements de milieu, pendant la durée de l'expérience.

Plante aquatique vivante, *Myriophyllum spicatum* :

I. — Bocal mis à la lumière et ouvert : eau jaunâtre.

II. — Bocal mis à la lumière et fermé : eau jaune.

III. — Bocal mis à lumière faible : eau jaunâtre.

Certaines plantes vivantes ne sont donc pas influencées par la lumière faible, mais colorent l'eau davantage quand l'accès de l'air est empêché par un obstacle, même transparent. Ces plantes donneraient donc plus de couleur sous la glace, par manque d'air et non par la diminution de la lumière résultant de la présence d'une couche de glace.

Il est encore à remarquer que *Myriophyllum spicatum* colore l'eau davantage dans le même temps, en automne ; on

obtient à cette époque une eau de couleur jaune brunâtre. On voit que la question est loin d'être très simple, puisque certaines plantes colorent différemment et avec plus d'intensité d'une saison à l'autre.

Des observations ont été faites sur l'influence décolorante du soleil sur les eaux conservées dans les réservoirs, pour l'alimentation de la ville de Boston. Le temps nécessaire pour décolorer une eau donnée, dit l'auteur, est proportionnelle à sa masse, c'est-à-dire aux dimensions du réservoir ; je crois cependant que la profondeur a une grande influence en affaiblissant considérablement l'action des rayons solaires dans les couches inférieures. Aussi à Boston le séjour des eaux dans les différents réservoirs, pour une décoloration de même importance, diffère de quinze jours à huit mois et demi. Il paraît cependant qu'un séjour de moins de trois mois ne donne qu'une amélioration très faible ; au delà de ce temps, la décoloration est proportionnelle au temps et à l'intensité de la coloration au moment où les eaux sont mises en réservoirs.

On explique la disparition des matières organiques colorées en dissolution, par l'action simultanée des rayons solaires et des algues inférieures ; on a constaté, en effet, que l'ammoniaque albuminoïde en suspension augmente par le séjour que fait l'eau dans les réservoirs. L'un des réservoirs, qui reçoit une eau très colorée, donne, après un séjour de trois ou quatre mois, une diminution de couleur allant de 1,87 à 0,89 ; et une augmentation d'ammoniaque albuminoïde allant de gr. 0,024 à 0,169, donc une différence de gr. 0.145. On a observé également une décoloration plus rapide en été, le maximum arrivant en juin. Je ne crois pas que des expériences ont été faites au laboratoire de Boston, pour l'étude plus systématique de la décoloration et de ses causes. Est-ce que les matières organiques colorantes sont simplement précipitées sous l'action chimique des rayons solaires, ou bien sont-elles réellement oxydées et décomposées comme sous l'action du permanganate de potasse ? ou la pullulation des algues et flagellates à chlorophylle, produisant une grande quantité d'oxygène, opère-t-elle la décomposition ? ou bien encore, sont-ce ces organismes qui transforment directement les matières organiques précipitées en s'en nourrissant?

Dans le but de voir un peu plus clair dans ces questions, j'ai entrepris toute une série d'expériences systématiques, complétant les recherches déjà faites sur ces questions en dehors des laboratoires.

J'ai pris de l'eau provenant d'un fossé des polders, qui, vue dans le fossé avait une teinte brune, et dans le tube de 50 centimètres paraissait jaune brun; elle contenait comme organismes vivants, des *Euglena* et des Protozoaires ciliés.

Trois volumes égaux ont été mis dans des bocaux, sans avoir été filtrés; le premier bocal, I a été exposé au soleil pendant un grand nombre d'heures chaque jour; le bocal II a été mis à la lumière à l'ombre; le bocal III a été mis à l'obscurité : l'expérience a duré huit jours. Après ce laps de temps, on remarquait que dans le bocal I, exposé au soleil, il s'était formé un grand précipité au fond, composé de matières insolubles et d'une grande quantité de flagellates, *Euglena viridis*, qui s'étaient développées rapidement sous l'influence de la température et de la lumière.

Le bocal II, exposé à la lumière à l'ombre, contenait au fond un précipité faible; il y avait peu d'*Euglena*.

Le bocal III, mis à l'obscurité, ne contenait qu'un précipité très faible; je n'y ai plus trouvé d'*Euglena*. Après avoir remplacé l'eau évaporée par de l'eau distillée, la comparaison des couleurs a été faite dans les tubes de 50 centimètres.

Le bocal I a donné une eau jaune, notablement plus pâle qu'avant l'expérience.

Les bocaux II et III ont donné des eaux jaune brun comme avant l'expérience.

Les analyses de ces eaux filtrées ont donné les quantités suivantes :

Eau du bocal I.

	Grammes.
Matières minérales	1,070
» organiques	0,140

Eau du bocal II.

Matières minérales	1,180
» organiques	0,130

Eau du bocal III.

Matières minérales	1,265
» organiques	0,165

On remarque que l'action de la lumière a pour effet de réduire les matières organiques par précipitation, et les matières minérales par l'assimilation des organismes verts qui se sont déve-

loppés considérablement ; pendant les heures de soleil les bulles d'oxygène se dégageaient constamment de la masse d'*Euglena*.

L'influence de la lumière à l'ombre, n'est pas moins grande sur les matières organiques.

Voici les pertes subies, en prenant le bocal mis à l'obscurité comme point de comparaison.

		Grammes.
Bocal I,	matières minérales, perte de	0,170
»	organiques »	0,030
Bocal II,	matières minérales. »	0,060
»	organiques »	0,040

La perte des matières organiques diffère de gr. 0,010, et cependant la décoloration était seule visible dans le bocal exposé au soleil direct. Cela prouve certainement que l'intensité de la couleur n'est pas toujours proportionnelle à la quantité de matières organiques dissoutes.

Il en résulte également que la lumière du soleil directe exerce une action décolorante sur les matières végétales colorantes, qui se trouvent en dissolution dans l'eau, action qui est indépendante de la précipitation de ces mêmes matières. La quantité des matières minérales diffère au contraire considérablement et provient surtout de la présence des organismes verts qui s'étaient développés rapidement dans le bocal exposé au soleil.

Les mêmes expériences ont été répétées avec de l'eau, filtrée avant la mise en bocaux, afin d'éliminer l'action des organismes inférieurs vivants. Les analyses ont donné les quantités suivantes, après huit jours :

I. Bocal exposé au soleil :

	Grammes.
Matières minérales	1,030
» organiques	0,120

II. Bocal mis à l'obscurité :

Matières minérales	1,040
» organiques. . . .	0,130

Donc, au soleil une perte de gr. 0,010 de matières organiques et autant pour les matières minérales. Ici l'action des organismes verts n'a pu s'exercer, l'eau ayant été filtrée ; il s'y trouvait seulement quelques Protozoaires ciliés peu nombreux ; les pertes sont donc dues à la formation des précipités. Le fond du bocal I,

exposé au soleil, était en effet recouvert d'un précipité assez abondant, et la teinte de l'eau avait considérablement pâli, tandis que le bocal II, mis à l'obscurité, donnait un précipité à peine visible; la couleur de l'eau n'avait pas changé.

De l'eau de tourbe, brun rouge, obtenue par l'immersion de la tourbe dans de l'eau de pluie, mise en deux bocaux, l'un à l'obscurité et l'autre exposé au soleil pendant huit jours, a donné les résultats suivants :

Décoloration faible au soleil, mais nettement visible; précipité bien visible dans ce même bocal; aucun changement dans le bocal placé à l'obscurité. Le précipité avait le même aspect que dans les expériences précédentes, quoique l'eau ne contînt pas de fer, et une minime quantité de chaux.

Dans les eaux stagnantes on observe également cette précipitation des matières humiques sous l'influence de la lumière.

J'ai pris deux échantillons d'eau de l'Yser à Dixmude, l'un à la surface, l'autre près du fond, à $2^{m}50$ de profondeur. L'eau vue dans la rivière était brun verdâtre; les deux échantillons vus dans les tubes de 50 centimètres avaient la même teinte jaune. Mis dans deux bocaux, l'eau du fond avait formé, après quinze heures, un dépôt bien plus considérable que l'eau provenant de la surface. Ce dépôt était de même composition que ceux formés dans les expériences précédentes, c'est-à-dire qu'ils étaient constitués par des matières végétales colorées.

Les analyses ont donné les quantités suivantes :

I. Eau de surface :

	Grammes.
Matières minérales	0,170
» organiques	0,030

II. Eau prise près du fond :

Matières minérales	0,170
» organiques	0,065

L'eau du fond contenait donc gr. 0,035 de matières organiques en plus que celles des couches supérieures.

Une autre preuve de l'influence de la lumière sur les eaux brunes, c'est que dans les fossés et étangs couverts en partie de Lemna, on remarque que l'eau prise sous ces plantes flottantes subit l'influence de la diminution considérable de la lumière.

Voici les analyses que j'ai faites à ce sujet, de deux échantillons d'eaux brunes, prises dans le même fossé, le premier dans

l'eau libre, le second sous les Lemna (lentilles d'eau) qui couvraient densément le fossé sur une longueur d'une dizaine de mètres; avant la prise des échantillons il y avait eu plusieurs jours de fort soleil.

I. Eau prise dans l'eau libre :

Couleur dans le tube de 50 centimètres, jaune foncé.

	Grammes.
Matières minérales	1,430
» organiques	0,120

II. Eau prise sous les Lemna :

couleur dans le tube, jaune brunâtre.

	Grammes.
Matières minérales	1,280
» organiques	0,170

Les différences s'expliquent aisément; sous les Lemna, l'eau contient gr. 0,150 de matières minérales de moins, par suite de la présence de ces plantes qui assimilent ces matières; d'un autre côté, la lumière très affaiblie qui pénètre entre les Lemna, ne permet pas une décoloration rapide; de là une eau plus colorée, et contenant plus de matières organiques en dissolution, exactement gr. 0,050 par litre.

Les résultats de semblables expériences peuvent cependant être contraires à ceux qui précèdent: c'est le cas où l'eau libre contient beaucoup de protozoaires ciliés et de flagellates, qui recherchent la grande lumière; dans ces conditions les analyses donnent une quantité de matières organiques supérieure en eau libre, comme le montrent les analyses suivantes :

I. Eau prise dans un fossé des polders, en eau libre :

	Grammes.
Matières minérales	0,810
» organiques	0,130

II. Eau prise dans le même fossé, sous les Lemna :

	Grammes.
Matières minérales	0,730
» organiques.	0,100

Lors de la prise des échantillons, il est donc nécessaire d'examiner les organismes vivants qui se trouvent dans l'eau, sinon les conclusions en seraient faussées; car, même en filtrant, l'eau

contient dans ces conditions en dissolution des matières organiques d'origine animale.

Il est inexact d'attribuer dans tous les cas la précipitation des matières végétales colorantes à l'action chimique de la chaux et de l'oxyde ferrique, ainsi que le croit Spring, qui dit notamment que toutes les eaux de la nature seraient brunâtres si elles contenaient le fer à l'état de composés ferriques ; que les matières humiques réduisent, surtout sous l'influence de la lumière, les composés ferreux, les précipitent, en formant avec eux des combinaisons insolubles.

Une eau naturelle renfermant des composés ferriques ne pourra rester de couleur jaunâtre si elle contient des composés calciques ; elle doit se clarifier en peu de temps, et devient verte ou bleue d'après le degré d'élimination des corps étrangers. Pour la précipitation complète des composés ferriques, les composés calciques doivent se trouver en excès ; dans le cas contraire, l'eau reste brune à cause de la petite quantité de fer.

Je ne partage pas les explications de Spring pour toutes les eaux brunes ; j'ai obtenu des précipités de matières végétales colorées, d'une eau qui était simplement composée d'eau distillée dans laquelle j'avais versé le liquide vert obtenu par l'écrasement de feuilles vertes ; cette eau avait été filtrée sur un filtre en papier, filtrant très lentement ; elle avait alors une couleur jaune et était bien transparente.

Après trois jours, il s'était formé un dépôt ayant le même aspect au microscope que ceux formés dans les expériences précédentes, notamment dans celles faites avec les eaux de l'Yser et du fossé des polders.

L'observation au microscope après filtration, de l'eau distillée jaunie par des feuilles, montre, avant la formation du dépôt, des granulations jaunes, la plupart de la grandeur des chloroleucites, soit de deux à trois microns. Quand le dépôt s'est formé, l'eau est devenue encore plus limpide, et ne montre plus au microscope que peu de granulations jaunes, de la grandeur d'un micron et moins encore ; il existe cependant un colorant jaune qui ne dépose jamais, et qu'on peut donc considérer comme dissous.

Je crois pouvoir conclure de ces expériences, que dans beaucoup d'eaux jaunes et brunes, il se produit un dépôt sans aucune intervention de matières agissant chimiquement sur les colorants ; ces derniers se trouvent, les uns en dissolution, et ceux-là peuvent perdre leurs couleurs par l'action de la lumière, et sur-

tout du soleil direct; les autres se trouvent en suspension, mais à un état de division telle que l'eau n'en paraît pas troublée.

La plupart des eaux des polders belges sont dans ce cas, car la chaux et le fer ne peuvent guère y jouer un rôle sérieux; il y a même bien des eaux qui ne contiennent pas de fer, ou seulement des quantités extrêmement faibles; dans toutes, d'aillleurs, les composés calciques sont bien plus considérables que les composés ferriques; ces eaux restent cependant brunes.

Il est vrai que Spring admet que les eaux calcareuses brunes sont celles où les matières humiques affluent aussi vite que la précipitation se fait. Cette explication n'est pas admissible non plus pour beaucoup de nos eaux brunes contenant du calcaire; il y a en effet des canaux et rivières contenant une masse d'eau relativement considérable, et très peu de végétaux vivants ou en décomposition et qui reçoivent donc presque tous leurs colorants de petits cours d'eau et ruisseaux qui s'y jettent; or, à certaines époques, et pendant un temps assez long, toutes les eaux des petits cours d'eau sont retenues par la fermeture de leurs vannes, et ne communiquent donc plus avec les grands canaux; cependant, les eaux de ces derniers conservent la couleur brune.

Il faut donc admettre que la clarification de ces eaux se fait avec une lenteur extrême, comme c'est le cas où des particules, extrêmement petites, en suspension, se déposent; l'oxydation de ces particules doit également agir pour maintenir la teinte brune.

L'influence de la lumière n'est guère possible que dans les couches supérieures, où les matières colorantes en dissolution peuvent blanchir, sans qu'il soit nécessaire d'admettre leur précipitation par suite de cette action des rayons solaires.

Il faut également tenir compte de la présence des tannins, qu'on trouve dans beaucoup d'eaux brunes stagnantes. L'importance attribuée par Spring, à la réaction des matières humiques, transformant les composés ferriques en composés ferreux sous l'influence de la lumière, n'existe en réalité pas dans les eaux contenant des tannins. Ces derniers forment, en effet, en présence des sels ferriques des précipités noirs qui, en général, n'influent pas directement sur la couleur de l'eau, vu leur quantité minime, mais indirectement par l'élimination des sels ferriques qui, dans certaines eaux, peuvent donner des teintes brunes.

Il en résulte, que des eaux non calcaires peuvent cependant éliminer leurs sels ferriques, dès qu'elles contiennent une cer-

taine quantité de tannin en solution; les composés calciques ne joueraient pas dans ces eaux le rôle important que Spring leur attribue partout où ils se trouvent en présence de sels ferriques, puisque ces derniers seraient précipités rapidement par l'action des tannins seuls.

Je crois, d'ailleurs, que l'action des composés calciques des eaux naturelles est peu importante vis-à-vis des matières humiques; je ne suis jamais parvenu à clarifier de l'eau brune des rivières, canaux et mares, en les mélangeant à des eaux très calcaires, même après huit jours d'observation; les résultats sont identiques en ajoutant de l'eau saturée de sulfate de calcium.

De l'eau jaune foncé, obtenue en macérant de la tourbe fraîche dans de l'eau de pluie, a donné exactement les mêmes résultats.

C. Matières minérales en suspension dans l'eau.

Les eaux, dont la couleur est due à des matières minérales en suspension, sont toujours plus ou moins troubles. La même matière peut produire des couleurs différentes d'après qu'elle est en suspension dans des eaux bleues, vertes, jaunes ou brunes; la quantité influe également.

Le colorant le plus ordinaire est l'argile jaune, qui donne des teintes jaunes, jaune verdâtre, jaune brunâtre, gris bleuâtre, d'après la couleur normale de l'eau où elle est en suspension. Les argiles rouges, violettes, bleuâtres, verdâtres et grises, donnent à l'eau des teintes très variées, combinant leur couleur avec celle de l'eau, mais dont l'origine n'est jamais difficile à découvrir. Toutes ces argiles sont des composés de silicate d'alumine hydratés, colorées par des substances très variées. Les argiles calcaires, ou marnes, colorent en jaune pâle ou blanc jaunâtre. Les argiles ocreuses, composées de silicate d'alumine et d'oxyde de fer, colorent en rouge, jaune et jaune roux.

Les argiles grises, ou vase grise, doivent en général cette couleur à la présence de matières organiques décomposées; elles donnent à l'eau la couleur gris sale qu'on remarque souvent dans la mer du Nord le long des côtes belges, et dans les ports.

En général, dans les eaux où se trouve un dépôt de vase grise gît également de la vase noire; dès que la couche vaseuse est d'une certaine épaisseur, la vase sous-jacente est noire.

Il s'agit là d'une transformation de la vase grise due à des microbes, ainsi que l'ont constaté Henseval et Huwart pour la

vase de la mer du Nord. Deux organismes sont déjà connus, *Spirillum desulfuricans*, et *Bacillus sulfhydrogenus*, capables de produire de l'hydrogène sulfuré; le corps colorant l'argile noire serait le sulfure de fer, qui s'y trouverait sous la forme de sulfure ferreux insoluble ou hydrosulfure.

Dans les eaux stagnantes et suffisamment profondes, la présence de ces argiles ne peut guère influencer la couleur de l'eau, sauf là où des animaux aquatiques fouillent et remuent le fond; dans la mer au contraire, là du moins où la profondeur n'est pas considérable, il arrive par suite de tempêtes ou de courants anormaux ou périodiques, que le fond est remué suffisamment pour produire une eau grise ou noire, qui se maintient pendant un temps plus ou moins long.

La mer Noire doit son nom à cette argile noire qui en recouvre le fond d'une couche très épaisse, et qui noircit les eaux dans toutes les parties peu profondes, comme le golfe d'Odessa avec ses limons, ainsi que les côtes ouest et est.

Certaines eaux doivent leur couleur noire ou jaune sale à une cause toute différente; ce sont notamment les eaux de pluie, conservées en citernes, et qui contiennent des particules de suie en suspension; ces particules sont parfois extrêmement petites, n'ayant pas plus de 1 micron de diamètre et parfois moins encore. Grâce aux mouvements Browniens, ces particules peuvent rester très longtemps en suspension, même plusieurs semaines, comme j'ai pu l'observer; le filtrage au filtre en papier, filtrant très lentement, ne suffit pas pour enlever toutes ces particules, dont un certain nombre passent à travers le papier; leur présence se révèle en observant l'eau dans le tube de $1^{m}50$, par une teinte jaune sale d'un aspect tout à fait spécial; vue dans une éprouvette, cette eau paraît absolument claire; l'examen microscopique révèle également les petites particules de suie.

CHAPITRE III

Colorations dues à des organismes animaux et végétaux.

Il arrive bien souvent que la coloration de l'eau est due uniquement à la présence d'organismes microscopiques, animaux ou végétaux. Il faut cependant que la quantité d'organismes soit très élevée pour que la couleur normale de l'eau en soit influencée ou changée; aussi, ces eaux sont toujours plus ou moins troubles. La cause du changement de couleur peut même être provoquée par des microbes, d'après les expériences de Spring, que j'ai mentionnées au chapitre Ier.

L'eau distillée, fraîchement préparée, avait une couleur bleue, tandis qu'après septante heures de séjour dans le tube, elle était devenue verte ; l'auteur en conclut que fort probablement, ce changement de couleur est dû à des organismes microscopiques qui se sont développés dans le liquide.

Cette supposition est encore plus admissible quand on connait le fait suivant : en ajoutant du bichlorure de mercure à l'eau distillée devenue verte, cette eau revient presque au bleu pur. En ajoutant à l'eau distillée, immédiatement après sa préparation, du bichlorure de mercure, elle ne vire jamais au vert, et conserve sa belle couleur bleue ; il est cependant regrettable, que des observations microscopiques n'ont pas résolu la question.

En admettant l'explication de Spring, qui est d'ailleurs fort admissible, je crois que le changement de couleur serait dû uniquement à la production d'un liquide jaune par les organismes en question, liquide qui jouerait exactement le même rôle que les colorants végétaux jaunes ou bruns, qui font virer la couleur bleue de l'eau pure au vert, par le mélange des deux couleurs. A moins d'admettre que ces organismes seraient eux-mêmes de couleur jaune vus en grande masse, et par suite de leurs petites dimensions, se comporteraient vis-à-vis de la lumière comme des matières en dissolution.

Les organismes influençant la couleur de l'eau, appartiennent surtout aux algues microscopiques : Bactériaciées, Schizophycées, Diatomées, Zoospores d'algues. On observe surtout *Lampocystis roseo-persicina* Schroeter, de couleur rose. *Micro-*

cystis elabens Bréb. de couleur bleue ou vert olive; *Clathrocystis aeruginosa* Henfrey, bleu verdâtre; *Coelosphærium kützingianum* Naeg.; *Oscillatoria rubescens* D. C. de couleur violet rougeâtre; *Anabaena flos aquae* Bréb.; *Aphanizomenon flos aquae* Ralfs; *Rivularia echinulata*, de couleur jaune verdâtre et bien d'autres espèces. Parmi les Protozoaires, il y a surtout les Flagellates dont il faut tenir compte, et notamment les Péridiniacées et les Volvocacées; *Volvox globator* L.; *Eudorina elegans* Ehrbg.; les Euglénoïdées : *Euglena viridis* Ehrbg. les uns de couleur verte, les autres vert olive. *Euglena sanguinea* Ehrbg. teint parfois les eaux en rouge sang.

Tous ces organismes contribuent à produire ce qu'on appelle vulgairement la floraison de l'eau; les teintes rouges ont produit bien souvent des terreurs superstitieuses parmi les peuples ignorants.

Certaines mers sont connues pour la pullulation d'organismes microscopiques qu'on y observe assez régulièrement, et leur doivent même leur nom; c'est ainsi que la mer Rouge doit son nom à une algue, *Trichodesmium erythraeum*. La mer vermeille, dont les eaux sont rougeâtres, serait colorée par un organisme différent de celui de la mer Rouge.

Scoresby attribue la couleur vert olive des mers arctiques à des quantités colossales de méduses jaunes? On a vu que Buchanan attribue la même couleur des mers antarctiques à des diatomées; ces explications manquent de preuves suffisantes, par suite d'observations incomplètes.

Kemna a observé une coloration vert bleuâtre clair, en juillet 1896, dans les fossés des remparts d'Anvers : elle était due à une algue Nostochinée, du genre *Anabaena*.

J'ai moi-même observé plusieurs colorations anormales dans les eaux saumâtres des environs de Nieuport. Au mois d'août 1910, un fossé saumâtre, dont la densité était de 1,0179, avait des eaux vert clair, très pur; cette couleur était due à un flagellate vert qui s'y trouvait en quantité énorme.

Un petit cours d'eau, l'Yperleet, près de Nieuport, avait une teinte brun rougeâtre, au mois de mai 1911, par suite d'une pullulation d'algues filamenteuses, du genre *Mougeotia*, et des diatomées du genre *Chaetoceros*. La densité de l'eau était 1,0139; vue dans une éprouvette, elle était parfaitement transparente. Cette eau contenait 15 centimètres cubes d'organis-

mes par litre; aussi, pendant les heures de soleil, y avait-il un dégagement constant d'oxygène.

Un peu plus en amont, la couleur de l'eau était d'un brun foncé ordinaire; la densité était moins forte, 1,0102; il n'y avait plus que 10 centimètres cubes d'organismes par litre. On voit, par cet exemple, quelle quantité énorme d'organismes sont nécessaires pour que la couleur normale de l'eau en soit influencée, puisque 10 centimètres cubes par litre n'influencent pas du tout cette couleur dans une eau brune.

Au mois d'août de 1908, j'ai observé un changement brusque de coloration dans l'eau du bassin maritime de Nieuport; normalement de couleur verte, parfois vert bleuâtre, l'eau était devenue d'un rouge sombre, à peu près comme du sang veineux; c'était un flagellate, du genre *Peridinium*, qui en était la cause. Observé au microscope, cet organisme avait une couleur jaune foncé.

Vers la même époque, j'ai observé une coloration rouge brun dans un fossé à eau saumâtre d'une densité de 1,0058, salure bien moins forte que celle du bassin maritime; c'était également un *Peridinium* qui causait cette coloration. Les mêmes organismes produisent parfois des couleurs anormales dans la mer du Nord; j'ai pu observer notamment, au mois d'août 1911, aux environs de l'embouchure de l'Yzer, une couleur composée de vert olive mêlée de rouge, qui s'étendait le long des côtes jusqu'à une distance assez grande au large.

En mer, aux environs des embouchures de rivières, dans les ports et les bassins maritimes, on remarque fréquemment de grandes taches d'un rose pâle, parfois de grande étendue, mais toujours assez nettement circonscrites et tranchant fortement sur les couleurs verte ou vert olive des eaux où on les observe; elles sont produites par des accumulations énormes de noctiluques, *Noctiluca miliaris*, cystoflagellé d'un diamètre de 1 millimètre, et tout à fait incolore vu en petite quantité; au microscope l'organisme est absolument transparent et ne montre aucune coloration. Pour que les noctiluques se laissent ainsi accumuler en masse il faut qu'ils soient dans un état pathologique produit par le contact de l'eau saumâtre.

Toutes ces colorations dues à des organismes doivent cependant être considérées comme exceptionnelles et toujours fort localisées; elles sont donc bien moins importantes que les colorations dues à des matières minérales en suspension ainsi que celles dues à des matières organiques végétales colorées.

RÉSUMÉ ET CONCLUSIONS

D'après ce qui précède, on peut conclure :

1° Que la couleur intrinsèque de l'eau est le bleu. Les eaux naturelles les plus limpides, ne contenant que de minimes quantités de matières colorantes dissoutes, sont les seules qui donnent la couleur bleue par réflexion comme par transmission.

Vues sous un faible volume et peu de profondeur, les eaux bleues sont incolores; sauf le cas cependant où elles se trouvent dans des conditions spéciales d'éclairage, et que des réflexions multiples se font contre les parois des vases qui les contiennent. Les matières minérales dissoutes, incolores, n'influent pas sur la couleur, puisqu'on trouve des eaux bleues parmi les eaux douces, contenant très peu de matières minérales, comme parmi les eaux marines très chargées; l'eau distillée est d'ailleurs également bleue, comme l'eau de la mer Morte.

2° Que les colorations autres que le bleu ne sont pas produites par des matières minérales en dissolution dans l'eau. On trouve des eaux différant considérablement à l'analyse, au point de vue de la quantité et de la qualité des matières minérales, et ayant cependant une couleur identique.

3° Que les colorations autres que le bleu sont dues en général à des matières organiques d'origine végétale en dissolution dans l'eau.

Par des expériences faites à l'aide de tubes de $1^{m}50$, on prouve que des eaux bleues produisent toute une gamme de couleurs, allant du bleu au vert, et du vert au brun foncé, exactement les couleurs qu'on trouve dans la nature, en y mélangeant une quantité plus ou moins grande de colorants jaunes d'origine végétale, ou de l'eau naturelle jaune ou brune.

Inversement, en précipitant ces colorants jaunes dans une eau brune, on obtient de nouveau une eau d'un bleu d'autant plus pur que l'élimination des colorants est plus complète; la dilution d'une eau brune par de l'eau distillée, ou une eau bleue quelconque, donne le même résultat.

Tout colorant jaune, même d'origine minérale, est capable de produire les couleurs des eaux naturelles, autres que le bleu, en le mélangeant dans une certaine proportion à une eau bleue; une solution de chromate de potasse, par exemple.

Les colorants minéraux en suspension se comportent d'une façon identique, comme la solution faible d'hydrate ferrique le montre.

Tous ces colorants agissent de même dans une eau bleue quelconque : eau distillée, eau de pluie, eau de lac ou eau de mer. Cela prouve bien que la couleur verte provient uniquement du mélange de la couleur bleue des eaux avec la couleur jaune des colorants. Quand on observe de l'eau bleue dans un tube trop court, on n'observe aucune coloration, l'eau paraît incolore. Dans les mêmes conditions, une eau verte paraît jaune, parce que sous cette épaisseur d'eau, le bleu intrinsèque de l'eau ne pouvant être perçu, aucun mélange des couleurs bleue et jaune ne peut se produire, et le colorant jaune seul se voit ; il suffit d'observer la même eau sous une épaisseur plus grande, pour voir apparaître la couleur verte.

Les colorants jaunes sont produits par la tourbe et l'humus ; également par les feuilles jaunies de l'automne. Les feuilles vertes, qui se désagrègent dans l'eau, produisent également une eau jaune, par suite des particules microscopiques qui en proviennent et qui flottent dans l'eau ; cette eau brunit, si elle est stagnante, par suite de l'oxydation de ces particules végétales et prend sous une certaine épaisseur une teinte brun foncé ; c'est là une cause importante du brunissement des eaux, et beaucoup d'eaux stagnantes de la basse Belgique lui doivent leur couleur brune persistante.

4° Que souvent les colorations autres que le bleu sont dues à des matières minérales en suspension dans l'eau ; dans ce cas l'eau n'est jamais complètement transparente, parfois même elle est tout à fait trouble. Ces colorations sont dues surtout aux argiles de couleurs variées, les marnes, les argiles ocreuses et l'oxyde de fer.

5° Que pendant l'été, les eaux se colorent parfois anormalement par suite de la pullulation de certains organismes, animaux et végétaux microscopiques, appartenant surtout aux algues et flagellates.

Toutes les couleurs produites par réflexion, par les nuages, surtout au lever et au coucher du soleil, ou par d'autres corps vivement colorés, n'ont guère d'importance : ces colorations n'ont rien à voir avec la composition même de l'eau et ne sont d'ailleurs que fugitives.

Le bleu d'azur d'un ciel pur ne change pas la couleur des eaux, mais les avive seulement par suite de la vive lumière, qui, ces jours-là, se répand partout dans la nature.

BIBLIOGRAPHIE

Cette liste contient, outre les travaux traitant spécialement la question de la couleur des eaux, également les ouvrages principaux traitant la question incidemment, mais contenant cependant des détails intéressants.

ALLEN HAZEN. — A new colorstandard for natural waters : American chemical Journal, vol. XIV, 1892.

ANNUAIRE DU BUREAU DES LONGITUDES pour 1839 (Paris).

AUFSES. — Die Farbe der Seen. München, 1903.

AUFSES. — La couleur des lacs (résumé), Archives des sciences physiques et naturelles, 4e période, vol. XVII, 1904.

AUSTED. — 1863. The representation of water (The Art journal).

BEETZ. — Annales de Poggendorff, t. CXV.

BOURCART - Les Lacs Alpins suisses, étude chimique et physique. Genève.

BUCHANAN, J. — Colour of the sea. Nature, juillet 1910.

DRAWN, T.-M. — Report on water, Supply and Sewerage. Boston, 1890.

DUROCHER. — Etude sur les glaciers du nord et du centre de l'Europe : Académie des sciences de Paris, comptes rendus, t. XXIV.

FORCHHAMMER, JEAN-GEORGE. — Sur la composition de l'eau de mer, 1864.

FOREL. — Le Léman, 1904. Lausanne.

FRANCKLAND P. AND C. G. — Microorganisms in Water, 1894.

FRÜH UND SCHRÖTER. — 1904. Die Moore der Schweiz mit Berücksichtigung der gesamten Moorfrage, Bern.

HARTLEY. — Notice, in Nature, 1910 (revue anglaise).

HAYES. — Jahresbericht über die Fortschritte der Chemie, 1870.

HENSEVAL ET HUWART. — Etude sur le noircissement de la vase dans la mer du Nord :
Travaux de la station de recherches relatives à la pêche maritime à Ostende, fasc. I, 1903.

KEMNA, A. — 1896. La couleur des eaux : Bulletin de la Société belge de Géologie, de Paléontologie et d'Hydrologie, t. X.

KEMNA, A. — Notes on the colour of waters : The Association of water engineers, York meeting, juin 1910.

Klement. — 1889. Les puits artésiens de Willebroeck : Mémoires de la Société Belge de Géologie, de Paléontologie et d'Hydrologie, t. III.

Leeds. — Journal of the American chemical Society, vol. II, 1878.

Lynch, W. F. — 1851. Voyage d'exploration au Jourdain et à la mer Morte.

Martins, Ch. — Note sur la couleur de la glace des glaciers, celle des eaux qui s'en écoulent et les caractères des stries laissées par eux : Acad. des sciences de Paris, comptes rendus, t. XXIV.

Muntz et Marcano. — Acad. des sciences de Paris. 3 déc. 1888.

Nouveau dictionnnaire de la conversation. — A. Wahlen, 1847, t. XVIII, article mer Morte.

Ray Lankester. — Notice in Nature, 1910 (revue anglaise).

Rayleigh. — Nature, vol. 1910 (revue anglaise).

Reports of the Scientific results of the voyage of H. M. S. *Challenger*. Physics and Chemistry, composition of ocean water, W. Dittmar, Londres, 1880, vol. I.

Rutot. — Bulletin de la Société Belge de Géologie, de Paléontologie et d'Hydrologie, vol. III, p. 383, 1889.

Rutot. — Les eaux brunes dans les puits artésiens de Ninove. Bulletins de la Société Belge de Géologie, etc. Mémoires, t. IV, 1890.

Sainte-Claire Deville. — Recherches sur la composition des eaux potables : Acad. des sciences de Paris, comptes rendus, t. XXIV.

Schleinitz. — Naturforscher, t. VIII.

Scoresby, W. — Account of the arctic regions, 1820.

Spring, W. — La couleur des eaux. Bulletin de l'Acad. royale de Belgique, 3e série, t. IV, 1883.

Spring, W. — Sur l'origine des phénomènes de coloration de l'eau de la mer et de l'eau des lacs : Bulletin de l'Acad. royale de Belgique, t. XII, 1886.

Spring, W. — Sur la couleur des alcools comparée à la couleur de l'eau : Bulletin de l'Acad. royale de Belgique, 3e série, t. XXXI, 1896.

Spring, W. — Sur le rôle des courants de convection colorifique dans le phénomène de l'illumination des eaux limpides : Archives des sciences physiques et naturelles de Genève, 4e période, t. I, 1896.

SPRING, W. — L'origine des nuances vertes des eaux de la nature et l'incompatibilité des composés calciques, ferriques et humiques en leur milieu : Archives des sciences physiques et naturelles, 1905, vol. XX.

SPRING, W. — L'origine des nuances vertes dans les eaux de la nature : Archives des sciences physiques et naturelles, 1908, t. XXV.

STAS, J.-S. — Œuvres complètes, t. I, p. 320.

TIEMANN ET GAERTNER. — Untersuchungen und Beurtheilung der Wässer, 4 édit., 1895.

THOULET, J. — Océanographie (statique), in-8°, Paris, 1890.

THOULET, J. — Guide d'océanographie pratique. Encyclopédie scientifique des aides-mémoires, Paris.

TYNDALL. — Revue scientifique, 1871.

WITTSTEIN. — Vierteljahrschrift für praktische Chemie, t. X.

WURTZ.—Dictionnaire de Chimie, articles *Eau* et *Eau potable* (édition française).

YUNG, E. — Archives des sciences physiques et naturelles, 1881, p. 334.

NOTE SUR LA DESSICCATION

DE

QUELQUES ROTIFÈRES PÉLAGIQUES DU LÉMAN

PAR LE

Dr A. GANDOLFI HORNYOLD

PRIVATDOCENT A L'UNIVERSITÉ DE FRIBOURG

La question de la dessiccation et de la reviviscence des Rotifères est certainement une des plus anciennes en Zoologie et date du 1er septembre 1701, jour où LOEWENHOECK découvrit, dans la gouttière de sa maison, le *Rotifer vulgaris*.

Il m'est impossible, dans un aussi petit travail, de résumer tout ce qui a été écrit sur ce sujet depuis cette époque, mais je renvoie ceux que l'historique de la question peut intéresser aux travaux d'EHRENBERG (1) et POUCHET (2) où cet historique est traité à fond. Le résumé des travaux sur cette question jusqu'en 1838, par EHRENBERG, n'occupe pas moins de quatre pages folio de son ouvrage.

Après de longs débats qui ont duré près de deux siècles, on est arrivé aux conclusions suivantes : seuls les Rotifères, possédant la faculté de s'enkyster, peuvent supporter impunément la dessiccation.

La plupart des Rotifères meurent par la dessiccation ; mais les œufs qu'ils portent, peuvent se développer, s'ils sont de nouveau immergés dans l'eau. Cela explique la présence des Rotifères dans les étangs temporaires où, malgré le desséchement annuel, on trouve toujours les mêmes espèces.

Sur les conseils de M. le professeur YUNG, j'ai examiné la résistance à la dessiccation de quelques Rotifères pélagiques du Léman.

Le matériel qui m'a servi pour cette étude, provient des pêches planktoniques faites à bord du bateau de l'Institut de Zoologie de l'Université, l'*Edouard Claparède*, et j'accomplis ici l'agréable devoir de remercier bien sincèrement M. le professeur Yung pour son aimable hospitalité dans son laboratoire ainsi que pour le riche matériel qu'il m'a fourni pour ces recherches.

Cette étude présente un certain intérêt vu que, par le fait de leur vie pélagique, les habitants d'un aussi grand lac que le Léman ne sont guère exposés à être desséchés.

Les espèces que j'ai étudiées sont les suivantes : *Polyarthra platyptera*, *Triarthra longiseta*, *Synchaeta pectinata*, *Notholca longispina* et *Anuraea cochlearis*.

Pour ces recherches, j'ai procédé de la manière suivante : Les animaux placés sur un porte-objet dans une goutte d'eau ont été observés sous le microscope pendant que l'eau s'évaporait. J'ai toujours employé beaucoup d'eau, afin que la dessiccation ne se produisit pas trop rapidement. Les lames creusées sont très utiles pour ces expériences.

J'ai aussi, comme contrôle, ajouté un peu de vase du lac à la goutte d'eau, mais, sans obtenir d'autres résultats. L'opération faite dans un verre de montre donne le même résultat que sur la lame. La vase peut garder une certaine humidité. En effet, en soumettant à l'expérience des *Bosmina coregoni*, j'ai constaté que lorsqu'on les laisse se dessécher, sur une lame propre, ces animaux meurent au bout de peu de minutes, tandis que si la lame est recouverte d'une légère couche de vase, ils restent vivants pendant plus d'une heure dans la vase, apparemment tout à fait sèche, et peuvent ensuite, une fois remis à l'eau, reprendre leurs mouvements.

Je me bornerai à décrire la dessiccation chez *Polyarthra platyptera ;* les quatre autres espèces examinées se comportent tout à fait de la même manière. Si l'on place un *Polyarthra platyptera* dans une goutte d'eau sur un porte-objet et si on l'examine sous le microscope pendant que l'eau s'évapore de plus en plus lentement, l'animal devient immobile, mais les cils vibratiles, les mâchoires ainsi que les épines saltatrices restent en mouvement continuel.

Au bout d'un instant, quand l'animal n'est plus recouvert par l'eau, on voit s'introduire dans la bouche une bulle d'air, qui passe ensuite dans l'estomac. Les épines saltatrices s'agitent avec violence de tous les côtés ; peu de secondes après, le mou-

vement des cils se ralentit, puis cesse et enfin l'animal devient subitement tout à fait opaque.

Même en ajoutant de l'eau aussitôt après que les cils ont cessé de vibrer, l'animal ne reprend plus ses mouvements. En le laissant dans la chambre humide, bien que les tissus redeviennent transparents, on constate, après deux jours, seulement la décomposition, mais aucun phénomène de reviviscence.

J'ai souvent répété ces expériences et toujours obtenu les mêmes résultats négatifs et, en conséquence, je crois pouvoir affirmer avec toute certitude que les cinq Rotifères, cités plus haut, qui à cette époque se rencontrent le plus fréquemment dans le Plankton du Léman, ne peuvent, même pendant un instant, supporter la dessiccation.

Dans toutes les expériences, j'ai observé que les animaux meurent avant le desséchement complet, c'est-à-dire avant le moment où l'on voit l'animal devenir opaque. Il me paraît fort probable qu'il en serait de même pour toutes les autres espèces pélagiques.

On peut supposer que l'adaptation à la vie pélagique a rendu ces animaux tout particulièrement sensibles à la dessiccation.

D.-D. Whitney (6), qui a fait des expériences sur la dessiccation des Rotifères avec 45 espèees différentes parmi lesquelles *Polyarthra platyptera* et *Triarthra longiseta*, arrive à des conclusions qui concordent avec les miennes.

En expérimentant avec *Asplanchna brightwelli* cet auteur a observé que l'animal meurt par suite de l'évaporation même si une partie du corps seulement est exposé à l'air.

Je peux confirmer ce fait pour les espèces que j'ai étudiées.

Sur 45 espèces, deux seulement résistèrent à la dessiccation, *Philodina roseola* et *Philodina citrina*.

Mais c'est justement chez les Belloïdes, et spécialement chez *Philodina roseola*, que l'enkystement a été observé.

Davis (3) avait observé ce phénomène et ses résultats sont reproduits dans Delage (4) et le *Cambridge Natural History* (5).

On peut même porter ces Rotifères enkystés à d'assez hautes températures sans qu'ils en meurent; ils résistent aussi à l'action du vide de la machine pneumatique. J'ai aussi fait quelques expériences sur des individus portant des œufs, car cela me paraissait intéressant de voir la manière dont les œufs se comporteraient pendant la dessiccation sur la lame.

Je n'ai pu expérimenter qu'avec *Notholca longispina* car à cette saison c'est la seule espèce qu'on rencontre en une certaine quantité portant des œufs.

J'ai déterminé la durée de la dessiccation en observant le moment où, placé dans une goutte d'eau sur une lame, l'animal devient opaque.

1. *Notholca* desséchée pendant trente secondes est mise dans la chambre humide. L'animal est mort, mais l'œuf s'est développé.

2. *Notholca* desséchée pendant une minute.

L'animal et l'œuf sont morts et, dans la chambre humide, je n'ai pu que constater la décomposition.

3. *Notholca* desséchée pendant deux minutes.

Même résultat.

4. *Notholca* desséchée pendant cinq minutes.

Même résultat.

Ces expériences plusieurs fois répétées m'ont toujours donné les mêmes résultats négatifs et il semblerait d'après ces expériences, que les œufs, du moins ceux de *Notholca longispina*, peuvent supporter une très courte dessiccation sur la lame : il en est probablement de même pour les autres espèces examinées.

Naturellement dans la nature, même si un étang se dessèche, il reste toujours un peu d'humidité dans la vase pour protéger les œufs, aussi la dessiccation est-elle beaucoup plus lente que dans le laboratoire. Il semblerait aussi que les Rotifères pélagiques sont bien plus délicats que les mêmes espèces vivant dans de petits étangs et vivent moins de temps une fois *in vitro*.

BIBLIOGRAPHIE

(1) Ehrenberg, *Die Infusionsthierchen*, Leipzig, 1838.

(2) F.-A. Pouchet, *Recherches et expériences sur les animaux ressuscitants*. Paris, 1859.

(3) H. Davis, *A new Callidina and the dessiccation of Rotifers*, « Monthly Micro. Journ. », vol. IX, 1873, p. 287.

(4) Y. Delage et Hérouard, *Traité de Zoologie concrète*. T. V., « Les Vermidiens », p. 206, 1898.

(5) *Cambridge Natural History*, vol. II « Rotifers », M. Hartog, p. 227, 1901.

(6) D.-D. Whitney, « The Dessiccation of Rotifers », *The American Naturalist*, vol. XLII, pp. 665-671, 1908.

RECHERCHES

SUR LA

Respiration des Insectes aquatiques adultes

LES ELMIDES

par Frank Brocher

Les Elmidés sont des insectes qui présentent beaucoup d'intérêt pour le naturaliste qui s'occupe de la biologie des animaux des eaux douces.

En effet, tous les insectes, dits « aquatiques », ne vivent d'une manière continue dans l'eau qu'à l'état larvaire seulement. Une fois transformés en imagos, ils deviennent « amphibies » et passent — souvent pendant la nuit — une partie de leur temps hors de l'eau. Ils sont, en tout cas, obligés, pour les besoins de leur respiration, de venir à la surface et de mettre en contact avec l'atmosphère une région au moins de leur corps.

Les Haemonia et les Elmidés font exception. Ces insectes passent leur vie entière — de larve et d'imago — au fond de l'eau et ils n'ont pas besoin de venir à la surface pour respirer.

Il semblerait donc logique que les biologistes se soient efforcés de rechercher par quelles modifications ces insectes se sont adaptés à pouvoir vivre dans ces conditions anormales et peu en rapport avec l'organisation de leur système respiratoire, qui est semblable à celui des insectes aériens.

Cependant fort peu de naturalistes ont étudié ces animaux. Quelques-uns, il est vrai, ont signalé les problèmes biologiques intéressants que soulevaient les mœurs et la vie submergée de ces petits insectes; mais sans chercher, par des recherches personnelles — au moins publiées — à élucider ce problème. « J'avoue,

dit Léon Dufour, que je n'ai pas encore pu saisir comment s'exécute l'acte respiratoire de ces petits coléoptères aquatiques (1). »

Tout dernièrement seulement, simultanément et indépendamment l'un de l'autre, Deibel, à Greiffswald, et nous-même, à Genève, avons publié nos recherches sur la respiration des *Haemonia* (2); mais, à ma connaissance, aucun naturaliste, jusqu'à présent, n'a étudié, sous ce rapport, les *Elmidés*.

Il faut reconnaître que l'étude de ces insectes est rendue particulièrement difficile par l'exiguité de leur taille; en revanche, à l'opposé des Haemonia, les Elmis sont abondants et il est facile de s'en procurer.

Les *Elmidés* sont des insectes végétariens; ils se nourrissent principalement de l'enduit organique — formé d'algues microscopiques — qui revêt les cailloux et les végétaux. Ils sont apathiques et leurs mouvements sont fort lents.

Ils habitent de préférence les eaux courantes (3); on les trouve, souvent réunis en nombreuse société, soit sous les cailloux, soit parmi la végétation submergée — surtout sur l'Hypnum.

Ils sont pourvus de longues pattes, terminées par deux fortes griffes qui leur permettent de s'accrocher et de résister au courant. Ils acceptent cependant facilement de vivre dans un aquarium dont l'eau ne se renouvelle pas.

Dans ces conditions, *en captivité*, on constate qu'ils se tiennent, en général, tranquilles pendant le jour; mais, pendant la nuit, ils circulent. Ils ne nagent jamais; ils ne sont, du reste, pas organisés pour pouvoir le faire. Mais — phénomène non encore expliqué — on voit, parfois, certains d'entre eux flotter passivement au sein de l'eau, la tête étant dirigée en bas.

On constate que, dans cette circonstance, les Elmis ont à l'extrémité postérieure de leur corps une bulle d'air apparente, tandis que les Stenelmis n'en ont pas.

---

(1) Dufour, « Recherches anatomiques sur les genres *Macronique* et *Elmis* », *Annales Sciences Naturelles*, 1835.

(2) Deibel, Beiträge zur Kenntnis von *Donacia* und *Macroplea* unter besonderer Berücksichtigung der Atmung, ex. *Zoologischen Jahrbüchern*, Bd. XXXI, « Abt. f. Anatomie », 1910.

Brocher, « Recherches sur la respiration des insectes aquatiques. Les *Haemonia* », *Annales de Biologie Lacustre*, 1911.

(3) Pas exclusivement; les représentants de certaines espèces (par ex. les Stenelmis) vivent au bord des lacs, sous les cailloux du rivage.

L'insecte peut, par ce procédé, atteindre la surface de l'eau, à laquelle il reste quelquefois suspendu un moment par l'extrémité postérieure de son corps (surtout les Stenelmis).

C'est là tout ce que l'on connaissait de la biologie de ces insectes.

Il m'est impossible de relater les nombreuses expériences que j'ai faites — plusieurs centaines, pendant quatre ans — pour essayer de résoudre les problèmes biologiques que nous venons de signaler ainsi que d'autres qui ont surgi au cours de mes recherches. Je me contenterai, le plus souvent, d'indiquer seulement les résultats obtenus et comment je les ai interprétés. Toutefois, je tâcherai dans chaque cas de justifier, par une preuve au moins, ma manière de voir (1).

C'est principalement l'*Elmis aeneus* qui a servi à mes expériences (2), ainsi que les représentants de quelques espèces voisines, difficiles à distinguer spécifiquement de celui-ci. L'*Elmis aeneus* est commun; son corps atteint une longueur de 2 millimètres. C'est à cet Elmis que se rapportent les conclusions de ce travail.

J'ai fait aussi quelques expériences avec l'*Elmis Volkmari* et avec le *Stenelmis canaliculatus*, qui sont deux des plus grandes espèces de cette famille.

Le corps de l'*Elmis Volkmari* atteint une longueur de 3 millimètres. Cet insecte est donc plus facile à manier et à opérer que le précédent; malheureusement, sans être rare, il est moins abondant.

Le *Stenelmis* n'a pas encore été signalé dans la contrée que j'habite. C'est grâce à l'obligeance de M. Ghidini, préparateur au Muséum de Genève, qui m'en a rapporté du lac de Lugano, que j'ai pu aussi étudier ces insectes et faire quelques expériences avec eux. Le *Stenelmis canaliculatus* atteint une longueur de 4 mm. 5.

Lorsqu'on garde des Elmis dans un bocal convenablement aménagé — c'est-à-dire pourvu de sable, de cailloux (si possible

---

(1) Pour laisser un peu de suite à mon exposé et pour ne pas fatiguer le lecteur par de continuelles digressions, je me suis décidé à reléguer sous forme de notes, placées à la fin du travail, tout ce qu'il n'est pas absolument indispensable de mettre dans le corps même du récit.

(2) Voir note I.

avec des incrustations calcaires) et de plantes (des Hypnum préférablement), fixées au fond et n'atteignant pas la surface de l'eau — conservé dans un lieu frais, mais bien éclairé (afin que les plantes dégagent beaucoup d'oxygène), quoique à l'abri des rayons du soleil (pour éviter que la température de l'eau ne s'élève), on constatera :

1° Que, dans ces conditions, les Elmis vivent pendant plusieurs mois, en restant en parfaite santé;

2° Que, pendant tout ce temps, on ne les voit jamais se promener en ayant une bulle d'air (1) à l'extrémité de leur corps;

3° Que, jamais non plus, on ne les voit flotter passivement dans l'eau ;

4° Que jamais ils ne cherchent à gagner la surface. — Si l'on ferme le bocal avec une mousseline (2) et qu'on l'immerge dans un autre bocal plus grand, on n'observera, pour ainsi dire jamais, d'Elmis accrochés à la mousseline (3).

Mais, si les conditions de vie deviennent défavorables : si, par exemple, il y a trop peu de plantes; ou si celles-ci, au lieu d'être fixées au fond de l'eau, flottent seulement à la surface (fig. 1); ou encore si, l'éclairage étant trop faible, elles ne dégagent pas suffisamment d'oxygène pour assainir l'eau; bref, si pour une raison quelconque l'eau est mal aérée ou devient impropre à la vie, on verra que :

1° Les Elmis paraissent inquiets; quelques-uns marchent en ayant une bulle d'air fixée à l'extrémité postérieure de leur corps;

2° Souvent on en verra s'élever au sein de l'eau, en flottant passivement;

---

(1) Les termes « air, gaz, oxygène » sont pris, dans ce travail, dans leur sens le plus large et sont souvent employés les uns pour les autres. En particulier, le mot air n'implique nullement que le gaz qu'il veut désigner ait la composition de l'air atmosphérique; souvent il veut dire « oxygène ».

(2) J'ai, dans ce travail, employé le terme « mousseline » pour simplifier ; mais, en réalité, il s'agit toujours de « gaze à bluter ». Ce tissu (en soie) est de beaucoup préférable à la mousseline ordinaire. Il est plus solide; l'ouverture des mailles est plus nette et elle ne peut s'élargir, vu la perfection du tissage ; *en outre, le passage de l'eau se fait facilement à travers ce tissu* (condition très importante).

(3) J'ai conservé cinq Elmis dans ces conditions et, le 140me jour, quand j'interrompis l'expérience, les cinq étaient en excellent état. Il faut avoir soin d'enlever avec un compte-gouttes, au moins chaque soir, les bulles d'oxygène qui, dégagées par les plantes pendant chaque jour, s'arrêtent contre la mousseline.

3° On observe, dans ce cas que, si l'insecte ne rencontre ni plantes, ni corps auquel il puisse s'accrocher, il arrive contre la surface et reste appuyé contre celle-ci par sa bulle d'air, qui conserve sa forme sphérique. D'autres fois la bulle crève, dès qu'elle touche la surface de l'eau, et l'insecte retombe tout de suite au fond. Ce n'est donc pas pour y chercher de l'air, qu'il s'est élevé vers la surface;

4° Enfin, si le bocal est, comme nous l'avons indiqué plus haut, fermé par une mousseline et immergé dans un autre plein d'eau, on constatera que, chaque matin, quelques Elmis sont accrochés contre ce tissu, qui les a arrêtés lorsqu'ils flottaient;

5° Si les mauvaises conditions persistent, les Elmis meurent. Ces insectes sont parmi les animaux qui périssent en premier, lorsque l'eau de l'aquarium devient insuffisamment aérée.

Fig. 1.

Nous pouvons donc déjà conclure de ces deux séries de faits :

1° Que les Elmis peuvent, lorsqu'ils sont dans de bonnes conditions, vivre fort longtemps au sein de l'eau sans avoir besoin de prendre contact avec l'atmosphère (1);

2° Si les conditions deviennent mauvaises, alors ils font saillir, à l'extrémité postérieure de leur corps, une bulle d'air et cherchent à changer de localité — surtout pendant la nuit. Ne pouvant se déplacer rapidement comme le font les autres insectes, en nageant, ou même, après être sorti de l'eau, au vol, l'Elmis

(1) Voir note II.

se contente de se laisser passivement flotter et entraîner par le courant — et c'est pour aider à cela qu'il fait saillir une bulle d'air.

Je fus donc amené à penser que les Elmidés, comme c'est le cas pour les Haemonia, obtenaient, par l'intermédiaire des végétaux, l'oxygène nécessaire à leur respiration, puisque l'absence ou l'insuffisance des plantes paraissait leur être funeste.

Pour tâcher de vérifier cette hypothèse, j'observai d'abord quels étaient les rapports des Elmis avec les plantes sur lesquelles ils se trouvent, lorsqu'ils errent librement sans être inquiétés d'aucune manière.

Je mis donc une dizaine d'Elmis dans un petit cristallisoir, contenant peu d'eau, dans laquelle flottaient quelques feuilles de Myriophyllum, de Renoncule aquatique ou d'Utriculaire (1) et les extrémités de quelques tiges d'Hypnum.

Pendant plusieurs mois, et plusieurs fois par jour, j'examinai comment se comportaient les Elmis, en mettant le cristallisoir lui-même sous la loupe ou le microscope, et en évitant, autant que possible, de toucher ou d'effrayer les insectes.

Je fis de cette manière plusieurs constatations intéressantes. J'observai d'abord que si, pendant le jour, les Elmis se tiennent en général tranquilles à l'ombre, ils apprécient cependant beaucoup les rayons du soleil, surtout lorsque celui-ci luit après une série de plusieurs jours sombres. On voit alors les Elmis circuler avec plaisir sur les végétaux, particulièrement aux endroits éclairés.

Dans ces circonstances, je constatai que plusieurs de ces insectes avaient, accolées à un ou des deux côtés de la tête, une bulle d'air de forme sphérique ; souvent aussi on voyait de semblables bulles adhérant à la face ventrale du prothorax ou à celle de l'abdomen ou, quelquefois, accrochées aux pattes.

Parfois, on voit apparaître sur une partie des régions argentées (2) qui sont à la face ventrale du corps de l'insecte, une boursouflure aérienne qui, quelquefois, se transforme en un véritable plastron, semblable à celui qu'on observe chez les Hydrophilidés.

---

(1) Il est préférable d'utiliser les feuilles de ces trois plantes parce que, comme elles sont extrêmement découpées, on peut observer les insectes, même lorsqu'ils sont au-dessous d'elles. Toutefois les Elmis préfèrent de beaucoup les Hypnum ; c'est principalement sur les tiges de cette plante qu'ils se tiennent.

(2) Voir plus loin, pages 150 et suivantes, ce que sont ces régions.

L'Elmis frotte vigoureusement ces régions avec les brosses hydrofuges, dont sont pourvus ses fémurs et ses tibias; il étend cet air, le pétrit, jusqu'à ce qu'à un moment donné une bulle s'en détache et soit expulsée. D'autres fois, au contraire, on voit le plastron en entier petit à petit s'affaisser, diminuer, puis disparaître, résorbé dans le corps.

J'observai aussi que, lorsque les Elmis broutent, les pièces de leur bouche paraissent argentées, parce qu'elles sont enduites d'une couche d'air. L'insecte a l'air de mâcher du mercure. Je n'ai jamais observé ce phénomène chez le Stenelmis; mais, chez les Elmidés p. p. d., il m'a paru constant.

Cela ne veut pas dire qu'il soit continu. A un moment donné, un Elmis peut mâcher de l'air, et, un peu plus tard, il peut n'en plus avoir dans la bouche. Ainsi que je l'ai constaté dans la suite, cela dépend des circonstances et de l'état de santé de l'insecte.

En étudiant la chose de plus près je constatai que le labrum et plusieurs pièces de la bouche des Elmidés sont pourvus de poils hydrofuges et sont en continuité avec les régions argentées de la tête qui, elles-mêmes, dans de certaines conditions, sont en relation avec celles du prothorax.

Je fus donc amené à supposer que les Elmidés recueillaient avec les pièces de leur bouche, lorsqu'ils broutent, les petites bulles d'oxygène qui se dégagent des plantes et que ce gaz, ensuite, par l'intermédiaire des surfaces argentées (hydrofuges) de la tête et du prothorax arrivait aux stigmates mésothoraciques — situés dans la peau molle qui unit le prothorax au mésothorax.

Je crois la chose certaine. J'ai eu l'occasion d'observer le fait suivant, chez deux Elmis :

Je vis l'insecte arriver inopinément à un endroit où de microscopiques bulles d'oxygène adhéraient à la plante. Il se mit à brouter avec frénésie à cet endroit-là; il se garnit d'oxygène les régions argentées de la tête et ensuite s'éloigna.

Cependant diverses observations ultérieures (1) et surtout le fait que, chez le *Stenelmis*, on n'observe jamais d'air dans la bouche, m'ont amené à supposer que l'absorption de l'oxygène devait aussi avoir lieu par d'autres régions du corps.

Connaissant maintenant les habitudes et les mœurs des Elmidés sains et normaux, je me mis à observer comment se compor-

(1) Voir note III.

taient des sujets auxquels j'avais perturbé le fonctionnement de la respiration : soit en les faisant séjourner quelque temps dans un milieu mal oxygéné, par exemple dans de l'eau bouillie ou dans de l'eau chargée d'acide carbonique; soit en leur enlevant à plusieurs reprises la bulle d'air, chaque fois qu'elle apparaissait à l'extrémité postérieure de leur corps; soit en leur amputant l'extrémité d'une élytre ou en détruisant les régions argentées de leur corps, sur une certaine étendue.

Lorsqu'on les remet dans de bonnes conditions — c'est-à-dire, dans un cristallisoir, dans l'eau duquel sont des plantes en train de dégager de l'oxygène — les insectes en question m'ont paru être plus agités et ils se promènent davantage que ceux qui sont à l'état normal. Cela rend l'observation difficile.

Cependant, je fus témoin, deux fois, des faits suivants :

Je vis un *Elmis*, qui se promenait avec agitation, accrocher fortuitement une bulle d'oxygène avec l'un des tarses d'un membre antérieur. La bulle adhéra au tarse; mais l'insecte ne parut pas s'en apercevoir et continua à marcher. Or, il arriva que le tarse, par le hasard des mouvements, ayant frôlé les poils argentés du prothorax, la bulle d'oxygène se détacha du tarse et adhéra au prothorax. L'Elmis alors s'arrêta et se mit à frictionner cette région avec le fémur correspondant. Il écrasa la bulle, l'étendit sur le côté de son prothorax, s'en fit un plastron aérien que, petit à petit, je vis diminuer, puis disparaître, résorbé dans le corps.

Je veux relater aussi une observation que je fis sur un *Stenelmis*. J'avais mis dans une éprouvette pleine d'eau un certain nombre de feuilles des plantes indiquées plus haut. L'éprouvette ayant été exposée un moment aux rayons du soleil, les plantes dégageaient beaucoup d'oxygène, lorsque je déposai sur les feuilles, qui se trouvaient en haut, un Stenelmis à demi asphyxié parce qu'il venait de séjourner dans de l'eau contenant de l'acide carbonique. Il resta d'abord un certain temps immobile; puis il commença à bouger lentement ses pattes. Or, plusieurs des bulles d'oxygène, qui s'échappaient des feuilles situées au-dessous de lui, venaient frapper, à la face ventrale, le corps de l'insecte. En général, elles ne faisaient que l'effleurer et continuaient leur ascension. Cependant, quelques-unes, *qui étaient de petite dimension*, restaient collées aux régions argentées. Presque toujours l'insecte, par des mouvements inopportuns, les fit partir (ne pas oublier que le Stenelmis était encore à demi inconscient).

Cependant, je vis une bulle, qui adhérait au mésothorax, diminuer petit à petit et finalement disparaître, résorbée dans le corps de l'insecte. Un peu plus tard je fus témoin d'un fait semblable, qui se passa près de la hanche d'un des membres postérieurs.

Je fus donc amené à penser — c'est mon opinion actuelle — que les Elmidés peuvent, lorsqu'ils broutent, ramasser avec les pièces de leur bouche les particules d'oxygène qui suinte des tissus des plantes et qu'ils peuvent, en outre, absorber, par toute l'étendue des surfaces argentées de leur corps, les bulles d'oxygène qui, fortuitement, effleurent ces régions — mais seulement si ces bulles sont de petite dimension. Il est, en effet, de toute importance, pour ces insectes, de ne pas absorber une trop grande quantité de gaz à la fois; car cela risquerait de trop diminuer le poids spécifique de leur corps qui doit toujours rester supérieur à celui de l'eau — sauf, quand ils le diminuent eux-mêmes, volontairement, pour pouvoir flotter.

Il est, en outre, évident que si des bulles d'oxygène entrent en contact avec les boursouflures ou plastrons aériens, que, parfois, l'insecte fait saillir, elles se soudent de suite à cet air et sont résorbées dans le corps avec lui. C'est probablement pour cette raison que les Elmis garnissent d'air extérieurement une partie au moins de leur corps, surtout lorsqu'ils sont au soleil et que les végétaux dégagent des bulles d'oxygène (voir p. 141).

Je cherchai aussi à savoir pendant combien de temps pouvait suffire à l'insecte sa provision normale d'air ; en d'autres termes, je voulus me rendre compte de la durée du temps pendant lequel un Elmis pouvait supporter la vie au sein de l'eau, lorsqu'on l'empêche d'atteindre la surface et que, les plantes manquant, il ne peut recueillir d'oxygène.

Je fis, à cet effet, diverses expériences.

Vu leurs résultats, assez inattendus, et l'importance des conclusions que l'on peut en tirer, je vais en relater quelques-unes.

Expérience I. — Je pris six tubes de verre, dont le diamètre était de 2 centimètres et dont la longueur atteignait 4 centimètres. Ils cubaient donc chacun environ 11 centimètres cubes (1). Je mis :

Dans le tube A, un Berosus ; je fermai le tube aux deux extrémités par de la mousseline.

---

(1) Voir note IV, A.

Dans le tube B, un Berosus; je ne fermai, par des bouchons, les deux extrémités du tube qu'une fois celui-ci immergé et plein d'eau.

Dans le tube C, une larve de *Cloéopsis* (Éphéméridés); je fermai le tube aux deux extrémités par de la mousseline.

Dans le tube D, une larve de *Cloéopsis*, de même taille que la précédente; je ne fermai, par des bouchons, les deux extrémités du tube qu'une fois celui-ci immergé.

Dans le tube E, deux *Elmis aeneus*; je fermai le tube. aux deux extrémités, par de la mousseline.

Dans le tube F, deux *Elmis aeneus*; je ne fermai, par des bouchons, les deux extrémités du tube qu'une fois celui-ci immergé.

Chaque tube contenait, pour que les insectes puissent s'accrocher, quelques menus graviers, préalablement bouillis pour y détruire toute végétation microscopique possible, et un fragment de feuille pourrie pour leur servir de nourriture.

Je déposai ces six tubes dans une cuvette remplie d'eau, dans laquelle flottaient des plantes aquatiques, afin que l'eau fût aérée et assainie.

Les Berosus des tubes A et B se comportèrent tous deux d'une manière identique; ils nagèrent pendant quelques heures, puis perdirent leur plastron aérien Au bout de vingt-quatre heures ils gisaient sur le flanc, faisant encore quelques mouvements si on les secouait; à la fin du second jour, tous deux étaient morts (voir note IV, B).

La larve de Cloéopsis, qui était dans le tube D (fermé aux deux extrémités par des bouchons), mourut au bout de soixante heures environ (voir note IV, C).

Quant à celle du tube C (fermé par de la mousseline). elle se maintint en parfaite santé et vivait encore au bout de cinquante jours.

Les Elmis du tube F se promenèrent d'abord dans le tube; mais, en moins de vingt-quatre heures, ils s'accrochèrent contre le liège des bouchons et, à partir de ce moment, ils restèrent immobiles sans changer de posture, même quand on secouait le tube. Le quatrième jour, leur cou étant tuméfié et leurs organes génitaux évaginés, je les retirai pour les examiner. Tous deux étaient morts (voir note IV, D).

Quant aux Elmis du tube E, cinquante jours après le début de l'expérience, ils continuaient à se porter fort bien. Je les retirai alors du tube. Tous deux étaient en bonne santé; ils firent saillir une bulle à l'extrémité de leur corps et se mirent à flotter.

Cependant, désirant savoir combien de temps ils pourraient vivre dans les conditions de l'expérience, je les remis dans leur tube.

Le quatre-vingtième jour, j'en retirai un pour l'examiner. Il parut en moins bonne santé; il ne fit point saillir de bulle. Mais, pendant la nuit, il dut le faire; car, au matin suivant, je le trouvai accroché à la plante qui flottait à la surface de l'eau du bocal où je l'avais mis (fig. 1). Quant à l'autre Elmis, je le laissai dans le tube jusqu'à sa mort; celle-ci survint le cent-neuvième jour, à la suite d'une longue agonie.

Ce résultat me parut si extraordinaire que, pour le contrôler, je fis une série d'expériences ne différant de la précédente que par des modifications de détails (voir aussi note V).

En outre, tous les dix jours, sans sortir les insectes de l'eau, je les mettais, au moyen d'une pipette, dans un petit cristallisoir pour les examiner au microscope.

Ils parurent rester en bonne santé pendant six ou huit semaines; mais, ensuite, à chaque examen, on constatait quelque signe d'affaiblissement. Au début, ils faisaient saillir une bulle d'air et se mettaient à flotter dès qu'ils étaient dans le cristallisoir. Mais, après quelques semaines, il leur fallut de plus en plus de temps pour y arriver et cela paraissait leur coûter beaucoup d'efforts; à la fin, ils n'y parvinrent plus. Toutefois, quand on les plaçait sur le dos, ils réussissaient encore à dresser leur corps perpendiculairement et à se retourner. Je remarquai aussi qu'on n'observait plus d'air dans leur bouche.

Puis, ils devinrent apathiques et, lorsqu'on les plaçait sur le dos, ils agitaient leurs pattes sans réussir à se retourner. Les surfaces argentées prirent une teinte jaunâtre, diminuèrent d'étendue et leurs bords devinrent festonnés. (Voir fig. 13).

A la fin, chez quelques-uns, une végétation cryptogamique blanchâtre se fixa aux téguments; les insectes se cachectisèrent, eurent une longue agonie et périrent au bout de dix à quatorze semaines (1).

On pourrait m'objecter que ces Elmis sont morts, non d'asphyxie, mais d'inanition ou de cachexie. Nous discuterons ce point dans la note VI; mais, même en admettant cette interprétation,

---

(1) Voici les dates exactes de la mort de ces insectes : 67e jour, 70e, 74e, 75e, 82e, 84e, 88e, 93e, 95e, 109e (celui de l'expérience I), 134e, 138e (nous indiquons dans la note VI la cause probable de la longue survie de ces deux derniers).

ces expériences nous indiquent, en tout cas, que les Elmis peuvent vivre longtemps sans se procurer de l'oxygène à l'état aériforme — *à condition, toutefois, que l'eau dans laquelle ils se trouvent soit bien aérée.* Cela nous montre que la respiration de ces insectes a beaucoup plus d'analogie avec celle des larves, qui se fait au moyen de trachéo-branchies (ex. : Cloéopsis) ou par la peau, qu'avec celle des insectes, larves ou imagos (ex. Berosus) qui respirent l'air en nature au moyen de stigmates. Or, vu l'épaisseur des téguments, on ne peut admettre que, chez les Elmis, la respiration soit cutanée. Quel est donc, chez ces petits coléoptères, l'organe ou la région du corps qu'on peut supposer capable de remplir une fonction semblable à celle des trachéo-branchies?

D'emblée, nous avons pensé aux régions couvertes de poils argentés qui existent, de chaque côté, à la face ventrale du corps de ces insectes (Elmidés p. p. d. *Elmis aeneus* et *Volkmari*, par ex.). Nous savons que ces régions ont une certaine importance dans l'acte respiratoire, puisque nous avons constaté que c'est par elles que sont parfois absorbées des bulles d'oxygène et que c'est sous les poils qui les constituent que passe l'air, qui, quelquefois, apparaît sous forme de bulle ou de plastron aérien.

Les Elmis supportent fort bien et fort longtemps diverses mutilations. Ils peuvent vivre pendant plusieurs mois avec deux ou trois pattes amputées au ras du corps, ou après qu'on leur a enlevé la moitié d'une élytre. Mais, si, en raclant délicatement, avec la pointe d'une aiguille, on enlève les poils qui constituent l'argenture, l'insecte devient malade et souvent ne survit pas à cette opération, en apparence insignifiante et inoffensive. J'ai fait, à ce sujet, soixante expériences. Voici, en résumé, les résultats que j'ai obtenus :

Si l'on a détruit les régions argentées presque en totalité, au moins les 5/6 *et, en tout cas, celles du méso- et du métathorax*, l'Elmis meurt fatalement, souvent même en vingt-quatre ou trente-six heures, en présentant tous les signes de l'asphyxie : pygidium saillant, organes génitaux évaginés.

Si les régions argentées du méso- et du métathorax demeurent intactes, l'Elmis peut survivre assez longtemps, *s'il est dans de bonnes conditions.* Toutefois, si les régions dont on a détruit l'argenture sont un peu étendues, l'insecte paraît malade et il l'est d'autant plus que l'étendue de ces régions raclées est plus grande.

MARINE BIOLOGICAL LABORATORY WOODS HOLE LIBRARY

Mais, si l'on fait vivre ces insectes — dont on a, en partie, détruit l'argenture — *dans des conditions défavorables*, en compagnie d'Elmis qui ont subi une autre mutilation (par ex. amputation de pattes ou lésion d'une élytre), ils mourront, presque toujours, avant ceux-ci.

Ces faits semblent bien démontrer que les régions argentées remplissent une fonction physiologique importante qui ne peut être que respiratoire.

Nous allons maintenant examiner si la conformation et l'anatomie du système respiratoire de ces insectes nous permettent d'expliquer les faits biologiques que nous venons de signaler.

Le système respiratoire des Elmidés comprend trois parties principales : 1° le système trachéen ; 2° les surfaces argentées hydrofuges ; 3° l'espace dorsal sous-élytral, ce qui nous amène à parler des élytres.

C'est par l'étude de celles-ci que nous commencerons et, pour diverses raisons, nous ne décrirons le système trachéen qu'en dernier lieu.

Les cinq schémas suivants, qui représentent la coupe transversale du corps d'un Hydrophilidé (fig. 2) et d'un Dyticidé (fig. 3) de petite taille, d'un *Haemonia appendiculata* (fig. 4), d'un *Elmis aeneus* (fig. 5) et d'un *Stenelmis canaliculatus* (fig. 6), nous montrent tout de suite que les élytres de ces deux derniers insectes diffèrent de celles des autres par deux caractères importants :

1° D'abord, elles sont remarquables par leur épaisseur, leur consistance et leur rigidité ;

2° Chez les coléoptères amphibies que nous venons de mentionner, les élytres couvrent latéralement une partie de l'abdomen, en laissant à celui-ci une certaine liberté. Chez les Elmidés, les élytres, par leur bord latéral externe, s'emboîtent dans une rainure correspondante du bord latéral de l'abdomen et forment ainsi, avec la carapace ventrale de celui-ci, un tout rigide.

Sous les élytres sont les ailes. Elles sont grandes, bien développées, mais sans fermeté. Elles ont une propriété qui a l'air tout à fait secondaire, mais qui a cependant une certaine importance. Tandis que chez les insectes amphibies (Hydrophilidés, Dyticidés, Nèpe, Notonecte, etc.), les ailes sont nettement, et au plus haut degré, « non mouillables par l'eau », celles des Elmidés sont « mouillables ».

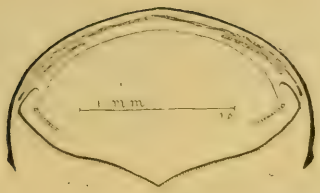


Fig. 2.

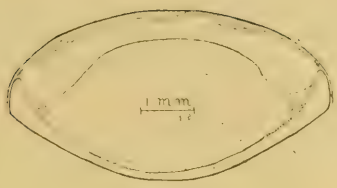


Fig. 3.

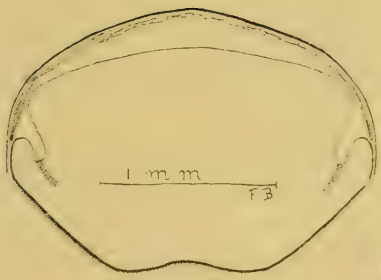


Fig. 4.

Fig. 5 et 6.

Fig. 2 — Coupe transversale d'un *Berosus aericeps*, passant par le tiers antérieur de l'abdomen.

Fig. 3. — Coupe transversale d'un *Dyticidé* (*Ilybius ater*), passant par le tiers antérieur de l'abdomen.

Fig. 4. — Coupe transversale d'un *Haemonia appendiculata*, passant par le tiers antérieur de l'abdomen.

Fig. 5. — Coupe transversale d'un *Elmis aeneus*, passant par le tiers antérieur de l'abdomen.

On voit sur cette coupe : en *E*, l'intestin; en *r*, un œuf; en *c*, la ligne de contact entre le bord de l'élytre et la carapace chitineuse de l'abdomen; en *h*, le revêtement de poils hydrofuges.

La forme et la position de la face dorsale de l'abdomen est variable. Parfois l'abdomen est comme nous l'avons représenté à droite; d'autres fois il est comme nous l'avons représenté à gauche. Quelquefois c'est la région médiane qui est fortement déprimée.

Fig 6. — Coupe transversale d'un *Stenelmis canaliculatus* passant par la cavité cotyloïde des pattes postérieures — soit par la ligne *A A* de la figure 16. A ce niveau l'ajustement de l'élytre et du bord de l'abdomen se fait par un double engrenage. A droite, on a enlevé le bord de l'élytre afin de rendre apparente la continuité du revêtement de poils hydrofuges jusqu'au stigmate.

Il en résulte que lorsqu'on enlève les élytres, elles sont peu apparentes; car elles ne paraissent pas argentées, comme c'est le cas pour celles des insectes susnommés, puisque aucun gaz n'y adhère.

C'est probablement pour cela que certains auteurs prétendent que les Elmis n'ont point d'ailes (1).

L'espace abdomino-dorsal contient-il de l'air?

Chez le *Stenelmis*, j'y ai habituellement trouvé de l'air en quantité appréciable; souvent même, il suffit de comprimer l'insecte pour en voir s'échapper de dessous les élytres. Mais, chez les *Elmis aeneus* et *Volkmari*, on n'en trouve généralement pas, sauf des traces qui se montrent sous forme de plaques ou de traînées argentées vers les stigmates abdominaux. Cependant, exceptionnellement, il m'est arrivé, une ou deux fois, d'en observer une certaine quantité sous les ailes, chez l'*Elmis Volkmari*.

Nous allons maintenant passer à l'étude des surfaces argentées.

L'étendue et la configuration de ces régions varie suivant les différentes espèces. Chez le Stenelmis, elles occupent la face dorsale de la tête et du prothorax et toute la face ventrale du corps, y compris les fémurs. Chez les *Elmis aeneus* et *Volkmari*, elles forment une large bande de chaque côté de la face ventrale du corps et occupent aussi une partie des fémurs; à la tête, elles se réunissent l'une à l'autre au labrum (fig. 7 et 8). Chez l'*Elmis aeneus*, particulièrement, ces bandes argentées, quoique siégeant exclusivement à la face ventrale de l'insecte, occupent, cependant, non seulement le corps de celui-ci, mais encore une partie des élytres. Un coup d'œil sur les figures 5, 7 et 15 fera, mieux qu'une longue explication, comprendre cette disposition.

Il en résulte que la ligne de contact entre l'élytre et le bord latéral du corps (abdomen, méso- et métathorax) se trouve, non pas à la limite des régions argentées (comme cela a lieu, par exemple, chez les Hydrophilidés), mais elle est comprise dans celles-ci (*c* fig. 5, 7 et 15) et plus ou moins dissimulée par les poils qui constituent ces régions.

Et, maintenant, que sont les régions argentées?

Seule, l'étude comparative de divers insectes nous a permis de résoudre cette question.

---

(1) J'ai observé, une ou deux fois seulement, des Elmis de petite taille qui, effectivement, n'avaient pas d'ailes.

Nous savons que lorsque certains insectes, vivant dans l'eau, et aussi l'Argyronète, sont immergés, une partie de leur corps paraît argentée. Tout biologiste sait que cette coloration est due à la réfraction que subissent les rayons lumineux lorsqu'ils abordent la couche d'air, qui, grâce à une propriété spéciale des

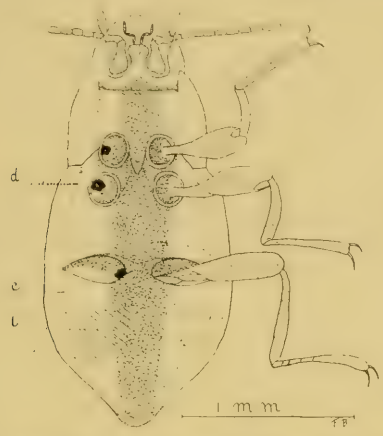


Fig. 7. — *Elmis aeneus*, vu par la face ventrale. Les régions revêtues de poils hydrofuges ont été laissées en blanc. Toutefois, du côté gauche de l'insecte (droit, du dessin), j'ai indiqué par des points très espacés les mouchetures noires de ces régions. En *c*, ligne de contact entre l'élytre et le corps de l'insecte ; en *d*, endroit où est le stigmate métathoracique.

La région marquée par des hachures, en *i*, est ce que la figure 14 représente à un fort grossissement.

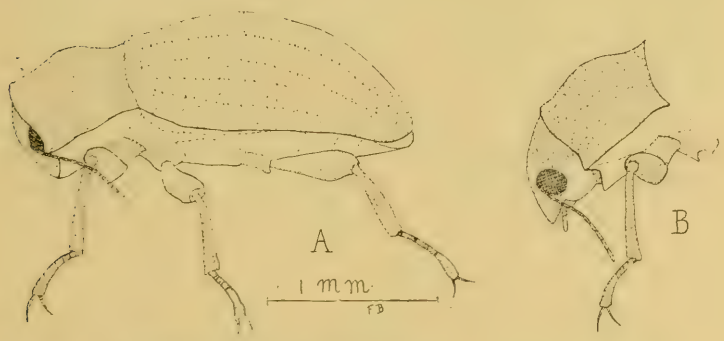


Fig. 8. — Un *Elmis aeneus*, vu latéralement.

En *A*, la tête est rétractée dans le prothorax. En *B*, position de la tête lorsque l'insecte broute. Les régions revêtues de poils hydrofuges sont en blanc.

téguments de l'animal, continue à adhérer au corps de celui-ci, lorsqu'il est immergé. Les régions où ce phénomène a lieu sont garnies de poils ayant la propriété de ne pas se laisser mouiller par l'eau et, par conséquent, de conserver entre eux une couche d'air. Ces régions sont dites : revêtues de poils hydrofuges.

Les phénomènes que l'on observe aux régions argentées sont, chez les Elmidés, semblables à ceux que nous avons constatés chez l'Haemonia; ils diffèrent beaucoup de ceux que l'on observe aux régions revêtues de poils hydrofuges chez les autres insectes amphibies. Je vais brièvement signaler quelles sont ces différences :

1° Lorsque, dans l'eau, deux Hydrophilidés se touchent par leur plastron argenté, les deux plastrons se réunissent et, se soudant l'un à l'autre, ne constituent qu'une seule bulle d'air;

2° Lorsqu'une bulle de gaz, dégagée par une plante, entre en contact avec le plastron aérien d'un de ces insectes, elle y disparaît de suite en se confondant avec lui (fig. 9);

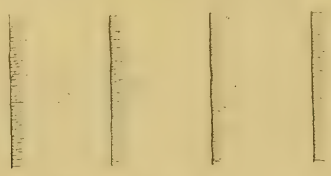


Fig. 9.

3° Lorsqu'on sort un Hydrophilidé de l'eau, les régions qui — dans l'eau — étaient argentées, perdent leur teinte argentée une fois qu'elles sont à l'air;

4° Ces régions n'étant pas mouillables sont, au sortir de l'eau, absolument sèches.

Tandis que chez l'Haemonia et chez les Elmidés :

1° Les régions argentées de deux de ces insectes, appliquées sous l'eau l'une contre l'autre, ne se soudent jamais entre elles;

2° Lorsqu'une bulle de gaz effleure sous l'eau une de ces régions, elle n'y disparaît pas instantanément, comme cela se produit chez les Hydrophilidés. Cependant, surtout si elle est de petite dimension, la bulle y adhère quelquefois faiblement tout en conservant sa forme sphérique; et, parfois, on la voit petit à petit diminuer de volume et disparaître (fig. 10); mais, d'autres fois, elle se détache au bout d'un moment et continue son ascension ;

3° Fait fort bizarre, ces régions sont mouillables. Elles restent mouillées — au moins pendant un certain temps — et conservent leur teinte argentée, lorsqu'on sort l'insecte de l'eau.

Fig. 10.

Si, à l'aide du microscope, nous étudions les téguments des régions argentées hydrofuges d'un Hydrophilidé, nous constaterons qu'ils sont couverts de fins poils courts, espacés les uns des autres fig. 11, A. Sur une coupe, nous aurions le schéma fig. 11, A'.

Le tégument de l'abdomen des Haemonia étant opaque, nous n'avons pu étudier la structure des régions argentées de cette partie du corps. Mais l'étude des antennes — qui, chez cet insecte, font partie des régions argentées — nous permit de comprendre la constitution de celles-ci. Cela nous permit aussi d'expliquer pourquoi les phénomènes que l'on observe, à ces régions, chez l'Haemonia et chez les Elmidés, diffèrent de ceux que l'on observe chez les autres insectes aquatiques.

Nous avons admis que, chez l'Haemonia (1), le tégument chitineux des régions argentées est hydrofuge, mais que les poils qui y sont implantés ne sont, eux, hydrofuges qu'à leur base; leur extrémité est mouillable. Les extrémités de tous ces poils, recourbées et agglutinées (2) les unes aux autres, forment pour ainsi dire une mince membrane qui sépare (3) de l'eau environnante la mince couche d'air qui adhère au tégument sous-jacent et à la base des poils. Il en résulte que cet air, n'étant pas en contact direct avec l'eau, ne s'y dissout pas et que sa déperdition est pour ainsi dire nulle.

---

(1) Voir *Annales Biologie Lacustre*, 1911.

(2) Cette agglutination des poils les uns aux autres peut n'être qu'une conséquence des phénomènes capillaires (voir *Ann. Biol. Lacustre*, t. IV, p. 137).

(3) C'est là une grande différence ! Chez les Hydrophilidés, l'Argyronète, etc., l'air est en contact immédiat avec l'eau (voir fig. 9).

Cette membrane a l'aspect d'un tissu feutré et il résulte de ce que nous venons de dire que sa face extérieure est mouillable. Les poils qui la constituent sont difficiles à distinguer, sauf sur des préparations microscopiques du tégument (antennes, chez l'Haemonia) éclairci par l'essence de girofle, fig. 11, B et B'.

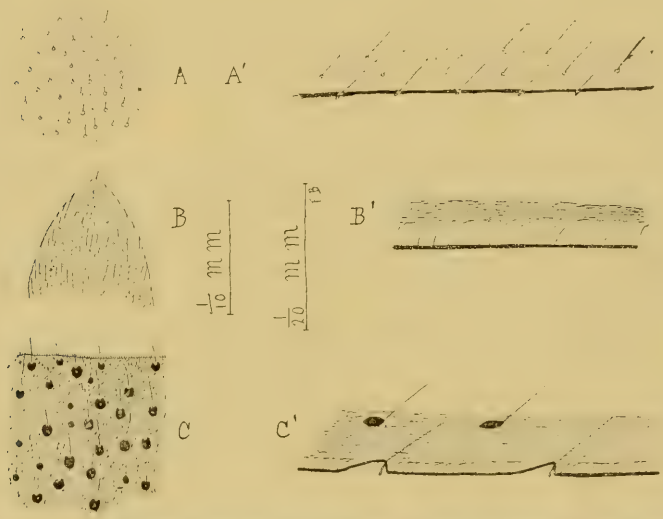


Fig. 11. — *A*, d'après préparation microscopique ; fragment du tégument abdominal d'un Berosus, montrant la disposition des poils hydrofuges.

A', coupe théorique et schématique de ce même tégument, montrant comment les poils sont disposés.

B, d'après préparation microscopique; extrémité de l'antenne d'un *Haemonia appendiculata*, montrant la disposition des poils hydrofuges.

B', coupe théorique et schématique de ce même tégument montrant *comment je me représente* la disposition des poils.

C, aspect qu'a, à la lumière directe, le tégument d'un *Stenelmis canaliculatus*; on voit les saillies chitineuses hydrofuges et les deux sortes de poils.

C', coupe théorique et schématique de ce tégument, montrant *comment je me représente* la disposition des poils.

Les trois figures *A*, *B*, *C*, sont à la même échelle.

Les coupes schématiques *A'*, *B'*, *C'* sont de même toutes trois à la même échelle; mais celle-ci est supérieure à celle des figures A, B, C.

Voyons, à présent, quelle est la conformation des régions argentées chez les Elmidés.

Nous étudierons le *Stenelmis* avant l'*Elmis aeneus* parce que ce que nous aurons observé chez le *Stenelmis* nous aidera à mieux comprendre la structure, et aussi le fonctionnement des surfaces argentées des Elmis.

Toute la face ventrale du *Stenelmis* est argentée, mais cette teinte est relativement peu intense. Ainsi que nous pouvons le constater à l'aide d'une loupe, cela provient du fait que la surface n'est pas unie; elle a un aspect granité. Le fond est argenté, mais il est parsemé d'une quantité de petits points noirs saillants. Si nous examinons l'insecte au microscope, nous constaterons que les rugosités noires saillantes sont formées par le tégument chitineux qui, à cet endroit, fait une bosse, en forme de dent de scie, et émerge un peu du tissu feutré argenté qui l'entoure. Chacune de ces bosses est pourvue d'un poil long et rigide (voir fig. 11, c, le schéma c' et la fig. 12). Il est impossible de ne pas remarquer l'analogie qui existe entre l'aspect de ces organes et

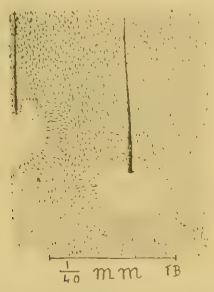


Figure 12. — Un des organes hydrofuges du tégument du Stenelmis, vu à un grossissement plus puissant; d'après une préparation microscopique, examinée par transparence.

celui des cupules hydrofuges, au fond desquelles s'ouvrent les stigmates chez beaucoup de larves aquatiques. Dans les deux cas, nous voyons au milieu de tissus mouillables un petit espace hydrofuge pourvu d'un ou de plusieurs poils raides. Ces poils sont destinés à rompre la pellicule de liquide qui pourrait se maintenir sur l'espace hydrofuge et empêcher celui-ci, le cas échéant, d'entrer en contact avec l'air (1).

J'ai été amené à admettre que ces bizarres conformations, que l'on observe au tégument du Stenelmis, constituaient des organes destinés à capturer les minuscules bulles de gaz qui, fortuite-

(1) Voir *Ann. Biol. Lacustre*, t. IV. « Les phénomènes capillaires », p. 130.

ment, effleurent ces régions. Les bulles doivent rester collées au mammelon chitineux (hydrofuge) et, petit à petit, elles sont absorbées — ainsi que nous avons constaté que, quelquefois, cela avait effectivement lieu (p. 144) — en s'insinuant par capillarité dans l'espace, hydrofuge et contenant de l'air, situé sous la cou verture que forment les poils agglutinés (1).

Voyons à présent comment se présentent les surfaces argentées, chez les deux Elmis que nous avons plus particulièrement étudiés.

Ces régions ont, lorsque l'insecte est en bonne santé, une teinte argentée métallique luisante ; elles sont parsemées de petites mouchetures noires, ce qui leur donne un peu l'aspect d'un manteau d'hermine.

Lorsque l'insecte est malade, particulièrement lorsque sa respiration ne fonctionne pas bien, l'aspect métallique disparaît, la teinte argentée jaunit et les mouchetures noires augmentent. Si, par exemple, on fait vivre l'insecte dans de l'eau où il ne peut trouver de l'air ou de l'oxygène à l'état aériforme, on verra, au bout de quelques semaines, les mouchetures noires augmenter et les surfaces argentées diminuer à tel point d'étendue que celles-ci n'apparaissent plus que sous forme de flammèches (voir fig. 13) des deux côtés du corps.

Fig. 13. — Un *Elmis aeneus* dont les régions hydrofuges ont l'aspect que j'appelle « déchiqueté ».

(1) On trouvera peut-être cette hypothèse un peu hardie ; nous l'étudierons plus à fond dans la note VII.

Si, chez l'Haemonia et le Stenelmis, il est difficile de comprendre comment sont constituées les régions argentées, il n'en est pas de même chez les Elmis en question.

Lorsqu'on examine un de ces insectes à sec, après l'avoir essuyé avec du papier buvard, on constate que les régions argentées sont constituées par une véritable toison de poils parmi lesquels on peut promener la pointe d'une aiguille. Lorsqu'on examine, dans l'eau, un de ces insectes, les poils ne sont pas

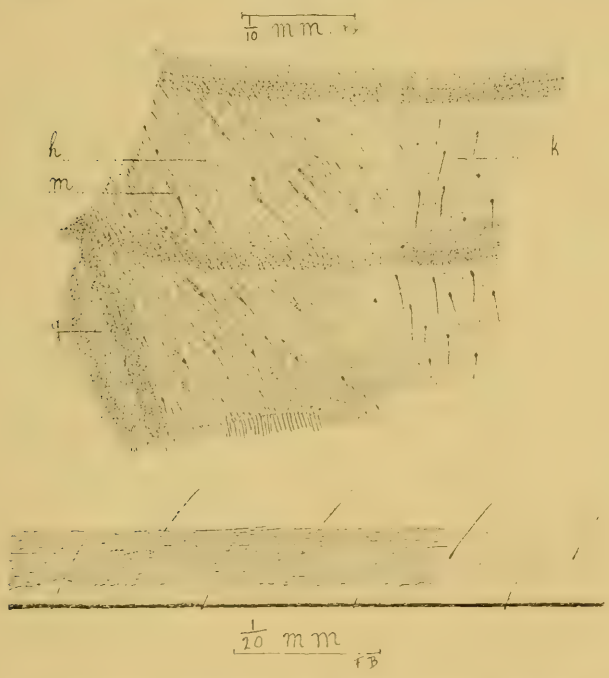


Fig. 14. — Tégument abdominal d'un *Elmis aeneus* (c'est la région *i* indiquée par des hachures à la fig. 7), vu à un fort grossissement.

En *g*, gouttière dans laquelle s'insère le bord de l'élytre; en *h*, revêtement de poils hydrofuges; en *k*, partie médiane de l'abdomen, dépourvue de fins poils hydrofuges; en *m*, moucheture avec son long poil.

Ce dessin est fait d'après une préparation microscopique; mais il est complété et interprété d'après les indications que m'ont donné l'examen direct d'insectes, morts ou vivants, étudiés de différentes manières.

Au-dessous : coupe schématique et théorique, passant par la ligne *h* — *k*, montrant *comment je me représente* la disposition des poils.

apparents parce que, agglutinés les uns aux autres, ils forment une sorte de feutrage. Après avoir étudié ces régions de différentes manières — au microscope — soit directement sur des insectes vivants et sur d'autres morts, sur des insectes secs et sur d'autres conservés dans du liquide, soit sur des préparations microscopiques de morceaux de tégument éclairci dans l'essence de girofle, je crois avoir réussi à comprendre comment sont disposés les poils (fig. 14).

Les parties brillantes sont constituées par de longs poils flexibles, tous inclinés dans le même sens. Ils sont pour ainsi dire couchés les uns sur les autres, comme les tuiles d'un toit, et recouvrent une mince couche d'air qui adhère à leur base. Les mouchetures noires sont des places où, grâce à un faible écartement de ces poils, on aperçoit la chitine sombre du tégument sous-jacent. Chez l'*Elmis Volkmari*, celui-ci fait, à cet endroit, une légère saillie. En général, par chacun de ces espaces sort un poil rigide et beaucoup plus long que les autres.

A mon avis, cet écartement des poils argentés et ce poil long et rigide peuvent être considérés comme étant l'ébauche d'un organe analogue à celui que nous avons décrit chez le Stenelmis. Chez ce dernier insecte, ces organes étant en effet les seuls qui servent à la capture des bulles d'oxygène, il est compréhensible qu'ils soient plus perfectionnés que chez les Elmis, chez lesquels ce sont les pièces de la bouche qui sont surtout utilisées pour cet usage.

On peut admettre en outre que, chez les Elmidés ces organes fonctionnent aussi en sens inverse, c'est-à-dire que, lorsque l'insecte refoule de l'air sous la couverture que forment les poils des régions argentées, c'est par ces espaces que celui-ci s'échappe — comme par les trous d'une écumoire — pour former les bulles ou les plastrons aériens transitoires que nous avons signalés (page 141).

Il est facile de démontrer, chez l'*Elmis aeneus*, que c'est bien de l'air qui procure à ces régions leur aspect argenté. Nous avons déjà signalé les modifications que subissent la teinte et la configuration des régions argentées, lorsque l'insecte est forcé de vivre dans un milieu où il ne peut se procurer de l'air ou de l'oxygène à l'état aériforme. Mais voici une autre preuve plus directe : Si nous amputons à l'un de ces Elmis la moitié d'une élytre, nous constaterons presque toujours que, peu de temps après l'opération, la teinte argentée diminue ou même disparaît

à l'abdomen, du côté où l'élytre a été tronquée, mais seulement aux segments correspondants au fragment enlevé (fig. 15). Cependant j'ai observé, en général, qu'au bout de quelques jours la teinte argentée réapparaissait et se maintenait.

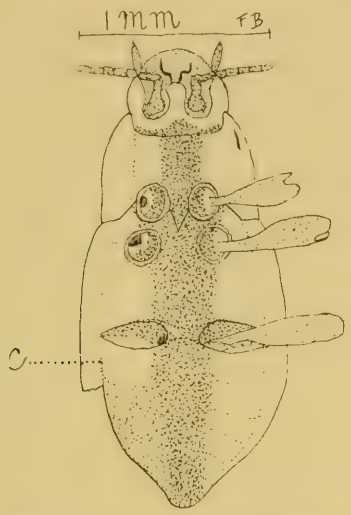


Fig. 15. — En *c*, ligne de contact entre l'élytre et l'abdomen.

A mon avis, on ne peut expliquer ce phénomène que d'une seule manière. En enlevant le fragment de l'élytre, on enlève une petite étendue des surfaces argentées (voir page 150); on perturbe les conditions de circulation de l'air sous la couverture que forment les poils. L'air qui s'y trouve diminue ou disparait, et les poils s'affaissent contre le tégument chitineux; c'est la phase décolorée. Mais, dans la suite, l'insecte, en frottant son abdomen avec les brosses, dont ses pattes sont pourvues, pousse de l'air sous les poils de la dite région; c'est ce qui correspond à la réapparition de la teinte argentée. Il ne faut pas oublier que cette couche d'air n'a que 1/200e de millimètre d'épaisseur, peut-être même moins.

Nous allons maintenant étudier quelle est la disposition du système trachéen.

Il y a neuf paires de stigmates (voir fig. 16). Ceux de la première paire sont situés dans la peau molle qui unit le prothorax au mésothorax; nous les appellerons « stigmates mésothoraciques ».

Il y a aussi des « stigmates métathoraciques ». Ils sont extrêmement difficiles à constater (1). Je n'ai réussi à les voir que chez l'*Elmis Volkmari* et chez le *Stenelmis*. Ils sont situés à l'extrême bord latéral du corps, au fond du sillon intersegmentaire

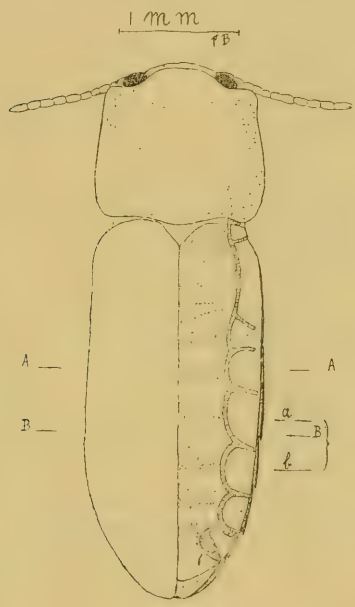


Fig. 16.

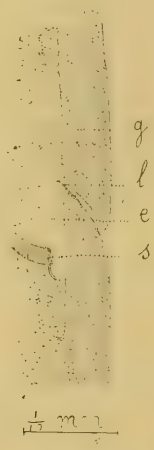


Fig. 17.

Fig. 16. — Système trachéen et situation des stigmates du *Stenelmis canaliculatus*.

A — A, section correspondant à celle de la coupe transversale de la figure 6. Les coupes transversales des autres insectes, représentées par les figures 2, 3, 4, 5 ont été faites plus en arrière; elles correspondraient, chez les insectes respectifs, à la région indiquée par la ligne *B — B*.

La partie de la gouttière, comprise entre les lettres *a — b*, est ce qui est représenté, par la figure 17, à un fort grossissement.

Fig. 17. — *Stenelmis canaliculatus*. Région comprise entre les lettres *a — b*, à la figure précédente.

En *g*, gouttière dans laquelle s'engage le bord de l'élytre ; en *s*, quatrième stigmate abdominal; en *e*, traînée de poils hydrofuges, reliant ce stigmate à la gouttière et — par l'intermédiaire de l'espace intersegmentaire *(l)* — au revêtement de poils hydrofuges de l'abdomen.

(1) Voir note VIII.

qui part de la cavité cotyloïde de l'articulation des pattes médianes, soit au point *d* de la fig. 7.

Si nous enlevons les élytres et les ailes, nous constaterons en outre qu'il y a sept paires de stigmates à la face dorsale de l'abdomen.

Ceux des deux premières paires sont situés l'un un peu en avant, l'autre un peu en arrière, de l'endroit où commence le bord latéral chitineux du premier segment de l'abdomen.

Les stigmates des 3e, 4e et 5e paires sont situés à la partie antérieure des trois segments correspondants, tout près de la gouttière, que nous avons signalée, dans laquelle s'emboîte le bord de l'élytre. Cette gouttière, située au milieu des régions argentées, est elle-même pourvue de poils hydrofuges — au moins dans ses parties qui avoisinent les sillons intersegmentaires. D'autre part, les stigmates dont nous venons de parler, sont réunis à ces endroits de la gouttière par une traînée de poils hydrofuges (1) (voir fig. 17); ils sont donc, par ce moyen, en relation avec la couche d'air qui est sous la couverture de poils des régions argentées.

Les stigmates des 6e et 7e paires, placés aux deux derniers segments sont situés, eux, au fond de la gouttière qui, à ces segments-là, est particulièrement profonde. Chez le Stenelmis — mais pas chez les Elmis — les trachées qui aboutissent aux stigmates des deux derniers segments présentent une dilatation en forme de poire (fig. 16). A part cela, je n'ai constaté, chez les Elmidés, ni sacs, ni vessies aériennes.

A présent, que nous avons achevé l'étude anatomique du système respiratoire, nous allons — en nous basant sur ce que nous ont enseigné les expériences et les observations que nous avons relatées plus haut — énoncer une hypothèse qui nous semble pouvoir expliquer d'une manière plausible, soit la manière dont se fait la respiration chez ces petits insectes, soit la faculté que ceux-ci ont de pouvoir, à volonté, flotter passivement dans l'eau — phénomènes qui, jusqu'à présent, n'avaient reçu aucune explication.

---

(1) Pour constater cette disposition, il faut examiner dans l'eau un Elmis vivant (ou mieux un Stenelmis) auquel on vient d'enlever une élytre. La gouttière paraît argentée et chaque stigmate lui est réuni par une traînée argentée qui va en s'évasant à partir du stigmate (voir fig. 17).

L'air, ou l'oxygène, recueilli par l'intermédiaire des pièces de la bouche, s'insinue sous les poils des régions argentées de la tête et du prothorax et arrive aux stigmates mésothoraciques; ceux-ci seraient donc, comme c'est le cas chez les Hydrophilidés, les stigmates inspirateurs. Ils servent cependant, aussi, à l'occasion, à l'expiration. En effet, il ne faudrait pas croire que l'air qu'on observe dans la bouche des Elmis soit toujours, et exclusivement, de l'oxygène qui vient d'être recueilli. On constate qu'assez souvent ces insectes refoulent de l'air en sens inverse, c'est-à-dire qu'on voit la boursouflure aérienne se former au prothorax, s'étendre à la tête et arriver à la bouche. Or, lorsque l'Elmis broute, il rencontre d'imperceptibles bulles d'oxygène qui se trouvent sur les végétaux ou dans les tissus de ceux-ci. Ces bulles, dès qu'elles entrent en contact, dans la bouche de l'insecte, avec l'air qui y est, se mélangent à celui-ci qu'elles oxygènent. L'air, ensuite, refait le même trajet en sens inverse et est réabsorbé par les stigmates mésothoraciques.

Les stigmates métathoraciques sont ceux qui sont en relation la plus directe avec les régions argentées hydrofuges de la face ventrale du corps C'est donc, probablement, surtout par leur intermédiaire qu'a lieu l'échange entre l'air qui est dans les trachées et celui qui est sous les poils hydrofuges

Les constatations que j'ai faites précédemment sur divers insectes amphibies, les résultats de mes nombreuses expériences sur les Elmidés et, en particulier, le fait que lorsqu'on taquine un de ces insectes une bulle d'air apparait, souvent, de chaque côté, aux hanches postérieures, m'ont amené à admettre que l'expiration se faisait aussi par l'intermédiaire des stigmates abdominaux et principalement par ceux des deux premières paires. L'air expiré s'insinue de chaque côté dans la cavité cotyloïde allongée (1) dans laquelle se meut la hanche des pattes postérieures et, par ce chemin, arrive et se répand sous les poils de la face ventrale du corps. L'insecte, en frottant ces poils avec les brosses de ses pattes, le refoule en arrière. L'air est alors, je présume, réabsorbé par les stigmates abdominaux des cinq dernières paires qui, comme je l'ai indiqué (p. 161 et fig. 5), sont en

(1) La cavité cotyloïde en question communique, en effet, par son extrémité externe avec l'espace abdomino-dorsal sous-élytral, ainsi que le montre la fig, 18. J'ai constaté que, chez le grand Hydrophile, c'est aussi par cette voie qu'une partie de l'air expiré par les stigmates abdominaux-dorsaux gagne la face ventrale du corps de l'insecte. Voir aussi la note IX.

relation avec cette couche d'air, et qui fonctionnent, probablement, parfois comme stigmates expirateurs, parfois comme stigmates inspirateurs.

En outre, si, par hasard, une bulle d'oxygène s'est fortuitement collée aux poils des régions argentées, elle peut être absorbée — au moins en partie — à travers ceux-ci, par les organes que nous avons décrits.

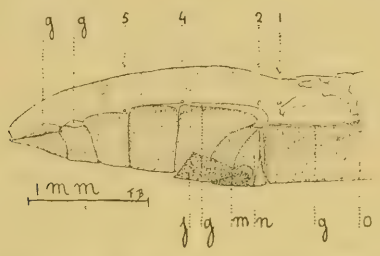


Fig. 18. — **Abdomen d'un *Stenelmis canaliculatus*, vu latéralement. Cette figure est destinée à montrer comment la cavité cotyloïde *m* des hanches postérieures communique avec l'espace abdomino-dorsal sous-élytral.**

En *g*, gouttière dans laquelle s'emboîte l'élytre; en *j*, fémur de la patte postérieure droite; en *n*, hanche de cette patte; en *o*, cavité cotyloïde de la hanche de la patte médiane. Les chiffres 1, 2, 4, 5 indiquent le premier, deuxième, etc. stigmates abdominaux.

D'autre part, les expériences relatées plus haut nous ont montré que les Elmis pouvaient vivre longtemps sans être en contact avec des bulles d'oxygène (c'est du moins ce que nous avons constaté chez l'*Elmis aeneus*). On est donc forcé d'admettre que la provision d'air de ces insectes peut suffire au *fonctionnement* — je ne dis pas au besoin — de leur respiration pendant plusieurs semaines.

Il faut, en effet, nous entendre.

L'insecte ne vit pas, pendant ce temps, en consommant l'oxygène de sa provision d'air; la preuve c'est que, si l'on met un Elmis dans de l'eau confinée qui ne peut s'aérer, il y meurt rapidement (voir p. 145, exp. I, tube F; et note IVD). Mais cette réserve d'air lui permet de répandre celui-ci dans tout son système trachéen *et sous les poils des surfaces argentées* (*respiration physique*).

Pendant son séjour sous les poils des régions argentées, l'air se trouve dans le voisinage immédiat de l'eau, mais pas en con-

tact direct avec elle. Il en résulte qu'il ne se dissout pas dans l'eau; mais que — conformément aux lois physiques de l'osmose et de la diffusion — un certain échange gazeux peut avoir lieu, par osmose, à travers la membrane que forment les poils agglutinés, entre l'air qui est sous celle-ci et les gaz qui sont dissous dans l'eau.

L'air, qui revêt en partie le corps de l'insecte, reçoit de l'eau — si elle est convenablement aérée — l'oxygène nécessaire pour remplacer celui qui a été consommé par la *respiration chimique* des tissus. En revanche, l'acide carbonique, — produit de cette respiration chimique, — qui se trouve en excès dans l'air de l'insecte, diffuse dans l'eau environnante.

Cependant, à la longue, une certaine quantité de la provision d'air de l'insecte se perd; soit parce qu'il s'en dissout quand même un peu dans l'eau, soit parce que l'insecte en expulse parfois lorsqu'il le sent vicié. Il arrive donc un moment où il n'en reste plus suffisamment pour assurer le bon fonctionnement de la respiration physique. L'insecte est alors obligé de capturer quelques bulles de gaz (d'oxygène à l'état aériforme) et nous avons constaté que, pour ne pas pâtir, il faut qu'il puisse le faire au moins tous les deux mois. Cela lui est facile dans la nature.

Les Elmis seraient donc, avec les Haemonia, les seuls insectes connus (? voir note X) qui — grâce à une organisation spéciale de leur revêtement de poils hydrofuges — sont capables d'utiliser pour leur *respiration chimique* (oxygénation du sang et des tissus) l'oxygène qui est *dissous* dans l'eau. Ce n'est qu'à intervalles espacés qu'ils sont forcés d'absorber quelques bulles d'oxygène *aériforme* pour remplacer l'air qu'ils ont perdu et qui est nécessaire au bon fonctionnement de leur *respiration physique* (circulation de l'air dans les trachées et sous les poils hydrofuges).

Nous allons maintenant voir si — grâce aux faits que nous connaissons — il nous est possible d'expliquer comment les Elmis peuvent arriver à modifier, à volonté, le poids spécifique de leur corps, ce qui leur permet de flotter passivement au sein de l'eau.

Il est évident que si ces insectes recueillent de l'oxygène en quantité suffisante — ou si, accidentellement, de trop grosses bulles adhèrent à leur corps — il arrivera un moment ou celui-ci, allégé, deviendra spécifiquement plus léger que l'eau; il s'élèvera vers la surface. C'est ce que nous appellerons *flotter en haut*

passivement, involontairement. Cet *accident* se produit quelquefois.

Mais les Elmis — certains d'entre eux au moins — ont la faculté de pouvoir, à leur gré, quitter le fond sur lequel ils étaient et s'élever lentement au sein du liquide en y flottant passivement. Lorsqu'on met un *Elmis aeneus* sur le dos, au premier moment, souvent, il « fait le mort ». Ensuite il se met à agiter ses pattes et, s'il ne trouve aucun point d'appui pour s'accrocher, il gesticule ainsi assez longtemps. Mais, d'autres fois, on le voit cesser de bouger ; puis il ramène ses pattes contre son corps, rétracte sa tête dans le prothorax, reste immobile une fraction de seconde et, tout à coup, on voit apparaître une bulle d'air à l'extrémité postérieure de son corps. Dès que la bulle a apparu, l'insecte recommence à bouger ses pattes. Cette bulle adhère fortement au pygidium; on peut taquiner l'insecte, le secouer, le tourmenter sans qu'elle se détache. Quelquefois, cependant, elle est expulsée; d'autres fois, mais très rarement elle est peut-être réabsorbée (?).

L'extrémité postérieure du corps, allégée par cette bulle qui y adhère, se dirige en haut; le corps entier prend une position verticale; puis il s'élève tout doucement et flotte au sein de l'eau.

Si, pendant qu'il s'élève, on enlève la bulle d'air, l'insecte retombe tout de suite au fond. Mais, phénomène bizarre, quelques instants après, et sans qu'il ait pu absorber une nouvelle quantité de gaz, une seconde bulle apparaît au pygidium et l'Elmis recommence à flotter. J'ai pu, chez plusieurs *Elmis aeneus*, enlever ainsi vingt bulles les unes à la suite des autres — soit à peu près une toutes les deux ou trois minutes — et chaque fois l'insecte en faisait saillir une nouvelle et recommençait à s'élever.

Les Elmis sont donc capables de flotter passivement en s'élevant et en descendant (comme un ludion), selon leur volonté, et ils font cela sans que la quantité d'air qu'ils ont dans leur corps paraisse influencer ce phénomène. C'est ce que nous appellerons *flotter passivement, volontairement.*

Tous les Elmis sont-ils capables de *flotter passivement, volontairement* ? C'est ce que j'ignore.

En tout cas, si les trois Elmidés que nous avons étudiés ont cette faculté, ils l'ont à des degrés fort variables.

Le *Stenelmis*, dans la nature et en captivité, est remarquable par la facilité et l'habileté avec lesquelles il flotte ; et il le fait fré-

quemment. Lorsqu'il s'élève dans l'eau, il suffit de toucher le bocal pour voir l'insecte ramener brusquement ses pattes contre son corps et se laisser choir au fond. Au bout d'un moment, si on ne l'inquiète pas, il recommence à s'élever en flottant.

L'*Elmis aeneus* flotte aussi facilement et fréquemment. Il suffit, parfois, pour l'y engager de le mettre sur le dos. S'il est sur une surface lisse et qu'il ne puisse se retourner, il se décide, au bout d'un moment à faire saillir une bulle d'air à l'extrémité postérieure de son corps et à partir en flottant. Mais, une fois qu'il est parti, il m'a paru ne pas pouvoir interrompre son ascension.

En général, lorsqu'il s'est décidé à flotter, il flotte; et, si sa force ascensionnelle est insuffisante pour qu'il atteigne la surface, il peut rester longtemps flottant entre deux eaux ou même à ras du sol.

Quant à l'*Elmis Volkmari*, je ne l'ai jamais vu flotter. J'ai même cru pendant longtemps qu'il ne pouvait le faire. Cependant, au cours de mes expériences, il m'est arrivé quelquefois de trouver le matin, un *Elmis Volkmari* accroché à la plante fixée à la surface de l'eau (fig. 1). J'ai donc été forcé de reconnaître que ces Elmis doivent pouvoir flotter ; mais qu'ils ne le font que rarement et exceptionnellement.

Pour expliquer cette faculté, certains auteurs ont prétendu que ces insectes devaient avoir, à l'instar des poissons, des sacs aériens qu'ils pouvaient à volonté comprimer ou relâcher ; cependant, personne n'a jamais pu en constater.

Il faut donc trouver une autre explication.

L'épaisseur des élytres et la manière très particulière dont elles s'emboîtent avec le bord latéral de l'abdomen (voir p. 148 et fig. 5 et 6) m'ont fait supposer qu'il y avait peut-être une corrélation entre cette conformation et la faculté qu'ont ces insectes de pouvoir passivement flotter.

En effet, lorsqu'un coléoptère expire une certaine quantité d'air, la paroi dorsale molle de son abdomen s'abaisse et il se produit une dépression dans l'espace abdomino-dorsal sous-élytral. Mais chez les Hydrophilidés, les Dyticidés, les Haemonia, etc., cette dépression est tout de suite annulée parce que l'abdomen entier se rapproche des élytres, puisque nous avons vu (p. 148 et fig. 2, 3, 4) que leur disposition réciproque le permet (voir aussi fig. 19, schémas A, B et C).

Il en est tout autrement chez les Elmidés, chez lesquels l'abdomen ne peut s'élever, puisqu'il s'appuie contre le bord des élytres

et forme avec celles-ci un tout rigide (voir p. 148, fig. 5 et 6 et schémas D et E de la fig. 19). Les téguments du corps entier, grâce à cette disposition et grâce à la conformation de l'abdomen (dont tous les segments sont soudés ensemble, à l'exception des deux derniers (voir fig. 20), constituent pour ainsi dire un petit coffret à parois rigides et résistantes.

Fig. 19.

Voici donc *l'hypothèse* que je propose pour expliquer comment ces insectes font pour modifier le poids spécifique de leur corps.

Lorsqu'il désire flotter, l'Elmis immobilise d'abord les deux derniers segments de son abdomen qui, seuls, sont un peu mobiles. Il les appuye contre l'extrémité postérieure des élytres, de façon à fermer hermétiquement l'espace abdomino-dorsal sous-élytral. Ensuite, contractant ses muscles expirateurs, il envoie tout l'air qu'il peut vers l'extrémité postérieure de son corps (fig. 21, A). Cela allège d'autant celle-ci, qui se dirige en haut (B); chez les Elmidés p. p. d. une certaine quantité de cet air sort par les derniers stigmates et constitue la bulle que nous avons signalée (C). Il est évident que lorsque l'Elmis, par un effort expirateur, fait saillir extérieurement une bulle d'air,

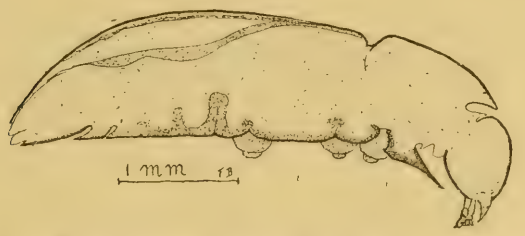
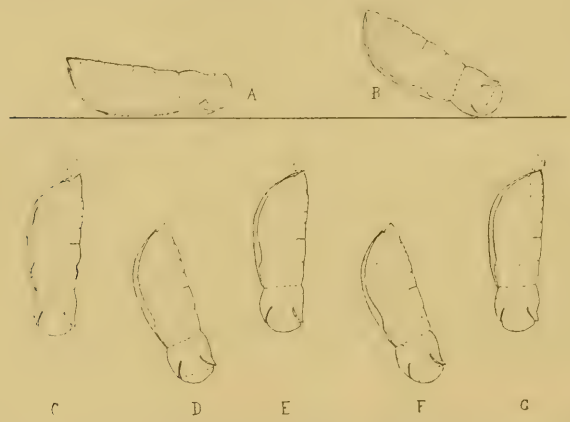


Fig. 20. — **Coupe longitudinale médiane du corps d'un *Stenelmis canaliculatus*, destinée à montrer la soudure de tous les segments abdominaux, à l'exception des deux derniers. Remarquez aussi la dépression du prothorax dans laquelle la tête peut être rétractée presque totalement.**

celui qui reste dans le corps se raréfie proportionnellement — puisque ce dernier est indéformable. En outre, la paroi dorsale de l'abdomen s'abaissant, et celui-ci ne pouvant se rapprocher des élytres, l'air qui est dans l'espace abdomino-dorsal sous-élytral — et, d'une manière générale, dans le corps entier — se trouve être à une pression inférieure à celle qu'il a normalement.

D'autre part, la bulle d'air qui apparaît à l'extrémité postérieure du corps, fait pour ainsi dire partie de celui-ci. Il en résulte que le volume total du corps de l'insecte augmente — de la quantité qui correspond au volume de cette bulle — sans que son poids subisse de modification. Par conséquent, le poids spécifique du corps diminue; il devient inférieur à celui de l'eau et l'insecte se met à flotter (fig. 21, C) (1). Si on lui enlève sa bulle d'air, l'Elmis retombe tout de suite au fond (fig. 21, D), parce que son volume redevenant ce qu'il était auparavant, son poids spécifique se retrouve être supérieur à celui de l'eau.



Fig, 21. — Sur ces schémas, le pointillé est d'autant plus espacé que l'air contenu dans les trachées est plus raréfié.

Mais si l'Elmis fait un effort expiratoire plus énergique, il réussit à faire sortir une nouvelle bulle d'air et continue ainsi à raréfier celui qui est dans ses trachées et dans l'espace abdomino-dorsal sous-élytral. Immédiatement il recommence à flotter (fig. 21, E).

---

(1) Le poids spécifique d'un corps est le rapport de son poids à son volume. (Ganot, *Traité de physique*, 1884, p. 144.)

Le fait de lui avoir enlevé sa bulle d'air ne l'a pas irrémédiablement désallégé, puisqu'en raréfiant l'air qui se trouve dans son corps, il y remplace par un volume équivalent de vide — s'il est permis de s'exprimer ainsi — le volume de la bulle qu'on lui a enlevée.

L'insecte peut répéter cette manœuvre jusqu'à la limite de ses forces expiratrices. C'est ce qui explique le fait paradoxal qu'un Elmis recommence à flotter quand bien même on lui a enlevé plusieurs fois de suite sa bulle d'air qui, croyait-on à tort, lui servait de flotteur.

Je ne puis malheureusement justifier par aucune preuve péremptoire et directe cette manière de voir. Cependant, je puis signaler un fait *qui a pourtant une certaine signification.*

On peut amputer à un Elmis plusieurs pattes, on peut lui détruire la moitié de ses régions argentées, — ce qui le rend malade, — cela ne l'empêchera pas de flotter. Mais si on lui enlève l'extrémité d'une élytre, quoique cette lésion soit sans importance pour sa santé et que l'insecte puisse continuer à vivre ainsi des mois entiers, il ne flottera plus (1), parce que, dans ce cas, il lui est devenu impossible de maintenir un état de pression diminuée dans l'espace abdomino-dorsal sous-élytral et, d'une manière générale, dans son système trachéen entier.

On peut objecter à cette hypothèse qu'elle n'explique pas la manière de flotter des Stenelmis, car ces insectes ne font saillir aucune bulle à l'extrémité postérieure de leur corps.

J'ai dit, au début, que les conclusions de ce travail se rapportaient surtout à l'*Elmis aeneus*. Je n'ai malheureusement pu observer que trop peu de Stenelmis pour pouvoir me rendre compte en quoi leur procédé diffère de celui des *Elmis aeneus*. Il est possible qu'il y ait une corrélation entre la présence, chez eux, de dilatations trachéennes, en ampoule, aux deux derniers segments abdominaux et le fait qu'ils ne font point saillir de bulle d'air lorsqu'ils flottent.

VANDŒUVRES (Genève).

Note I. — Plusieurs phénomènes biologiques rendent fort difficiles les expériences sur les Elmidés.

D'abord, ainsi que nous le verrons plus loin, par suite de la

(1) Passivement, volontairement!

manière dont la respiration se fait chez ces insectes, une expérience dure souvent deux ou trois mois. Il est évident que quand l'insecte meurt après un laps de temps aussi prolongé, trop de facteurs entrent en jeu (âge, cachexie, mauvaise alimentation, etc.) pour qu'il soit possible d'affirmer que la mort résulte bien des conditions imposées à l'insecte dans l'expérience donnée.

Pour pouvoir non pas affirmer, mais tout au moins supposer, que tel est bien le cas, on est donc obligé de répéter plusieurs fois l'expérience en en faisant varier, si possible, les détails ou le dispositif. Or, vu le temps que cela exige, les conditions saisonnières se trouvent n'être plus identiques.

Il est évident que lorsqu'on refait en octobre, novembre et décembre, une expérience qui a eu lieu pendant les mois de juillet, août et septembre, les conditions de lumière et de chaleur sont tellement différentes qu'elles doivent nécessairement influer sur les résultats de l'expérience.

Il m'a semblé que les Elmis (et les insectes, en général) résistent mieux à l'asphyxie en hiver qu'en été. D'autre part, vu le peu d'insolation, les plantes dégagent en hiver moins d'oxygène, ce qui, dans le cas des Elmidés, a une certaine importance.

Mais il y a encore d'autres difficultés.

Les Elmis possèdent une certaine réserve d'air, dont l'abondance peut varier suivant les individus ou suivant les moments. Ceci nous est prouvé par le fait que, si l'on prend au hasard quelques Elmis et qu'on les place sur le dos, les uns feront saillir une bulle d'air à l'extrémité postérieure de leur corps, — et à quelques individus, on pourra parfois en enlever plus de vingt, les unes à la suite des autres — tandis que les autres ne pourront en faire saillir qu'une ou deux, ou même souvent aucune.

Or, lorsqu'on fait une expérience, il est impossible de connaître quelle est l'importance de la réserve d'air des insectes que l'on utilise et on comprend aisément que les Elmis se comporteront de façons diverses au cours de l'expérience, suivant la quantité d'air dont ils disposent.

Ces insectes, en outre, sont sujets à des épidémies de mort subite, dont la cause m'échappe complètement.

Lorsque, par exemple, on met dans deux bocaux semblablement aménagés, dans l'un des Elmis qui ont subi une opération et dans l'autre des Elmis normaux pour servir de témoins, il arrive parfois que, tout à coup, en vingt-quatre heures, tous les

insectes — ou presque tous — d'un des bocaux meurent, sans qu'ils aient montré les jours précédents aucun signe de malaise, et souvent ce sont les témoins qui périssent ainsi.

Je dois dire que cet accident survient, en général, — mais pas exclusivement, — les premiers jours de l'expérience. Si les Elmis vivent depuis quelque temps déjà dans le bocal, il y a beaucoup de chances pour que ce phénomène n'arrive pas.

Cet accident, très fréquent au début de mes recherches, est devenu plus rare — sans cependant disparaître — à mesure que j'ai appris à mieux comprendre ces insectes et à aménager selon leur goût le milieu où je les faisais vivre.

Cependant, ce fait est d'autant plus bizarre que la vitalité des Elmidés — une fois qu'ils sont acclimatés — est vraiment extraordinaire. Ils peuvent vivre dans des conditions déplorables pendant des mois et cela malgré qu'ils aient subi des mutilations graves. La mort ne survient, en général, qu'à la suite d'un affaiblissement graduel et prolongé, d'une longue cachexie et d'une longue agonie (qui peut durer une semaine!).

Je dois encore signaler que les Elmidés deviennent rapidement malades, et souvent meurent, si la température de l'eau dans laquelle ils vivent s'élève trop.

S'ils sont dans un bocal de petite dimension, il faut absolument éviter de laisser celui-ci exposé aux rayons du soleil.

Note II. — Cette proposition infirme les conclusions d'une courte note que j'ai publiée en 1908 dans le *Bull. Soc. Zool. de Genève* (pp. 194-195).

L'expérience qui y est relatée et les faits qui y sont rapportés sont exacts; mais j'ai reconnu, dans la suite, que l'interprétation que j'ai donnée est erronée.

Ayant constaté que des Elmis placés dans un bocal — pourvu de sable et de plantes — périssaient rapidement lorsqu'on versait sur l'eau un peu d'huile et qu'on trouvait ces insectes, pour la plupart, empêtrés dans l'huile, j'en avais conclu qu'ils montaient de temps en temps à la surface de l'eau *pour y respirer*. C'est une erreur. Les Elmis, dans cette expérience, s'étant mis à flotter parce qu'ils se trouvaient dans de mauvaises conditions, périssaient bien d'asphyxie. Mais ils mouraient, non pas parce qu'ils ne pouvaient arriver à la surface, mais parce que, en flottant, ils arrivaient dans l'huile. En touchant celle-ci, ils graissaient leurs stigmates, ce qui amenait leur mort. Tandis

que si c'eût été une mousseline qui eut fait obstacle, ils auraient vécu encore fort longtemps, ainsi que nous le constaterons dans la suite de ce travail.

Note III. — Les Elmis auxquels on a enlevé — en les raclant — les poils des régions argentées du prothorax ne paraissent pas pâtir de cette opération.

Lorsqu'on les garde dans de bonnes conditions, — c'est-à-dire dans de l'eau bien aérée, avec des plantes dégageant de l'oxygène, — ils peuvent vivre ainsi des mois entiers et les surfaces argentées du reste de leur corps conservent leur teinte métallique. On doit donc admettre que l'absorption des bulles d'oxygène doit pouvoir se faire ailleurs que par les pièces buccales.

On constate, en outre, que, dans ces conditions (avec le prothorax raclé), les surfaces argentées de la tête restent brillantes et on y observe souvent une accumulation d'air; parce que, les surfaces argentées du prothorax étant détruites, l'air, capturé par les pièces buccales, ne peut plus, par l'intermédiaire de ces dites régions, gagner les stigmates mésothoraciques; il s'accumule donc à la tête.

Note IV. — *A.* Je dois brièvement indiquer pourquoi j'ai été amené à employer ce dispositif plutôt que celui, plus simple (indiqué précédemment, page 139) qui consiste à faire vivre les Elmis dans un bocal A, fermé par une mousseline, et immergé dans un autre bocal B, dans l'eau duquel sont des plantes aquatiques.

J'ai constaté que, lorsqu'on emploie ce dispositif, les Elmis meurent toujours en vingt ou trente jours — souvent même beaucoup plus rapidement. Cela provient de ce que l'échange entre l'eau des bocaux A et B ne se fait pas bien. L'eau du bocal A stagne et, au bout de peu de temps, devient insuffisamment aérée. Tandis que, si l'on emploie des tubes, courts et à large ouverture et, qu'en outre, on prenne la précaution de les remuer de temps en temps, l'eau, pouvant circuler d'une extrémité à l'autre du tube, se renouvelle bien, ne stagne jamais et — l'expérience l'a prouvé — elle se maintient suffisamment aérée pour que les Elmis puissent y vivre longtemps.

B. J'ai refait cette expérience (tubes A et B), en enfermant, non des Berosus, mais des larves d'Anophèles. Ces larves sont pourvues de stigmates et, pour respirer, elles viennent à la sur-

face de l'eau. Elles périrent dans les deux tubes en quelques heures.

C. J'ai refait cette expérience (tubes C et D) avec des larves de Corèthre. Ces larves, n'ayant ni stigmates, ni trachéo-branchies, ont une respiration exclusivement cutanée. Les résultats de l'expérience furent identiques; toutefois la larve enfermée dans le tube D résista à l'asphyxie plus longtemps que celle de Cloéopsis. Elle mourut le sixième jour.

D. J'ai refait cette expérience (tube F) à plusieurs reprises et de différentes manières.

Les Elmis enfermés dans un tube ou dans un récipient quelconque hermétiquement clos meurent toujours en quelques jours. La mort survient d'autant plus rapidement que la quantité d'eau dans laquelle ils sont est plus petite.

Note V. — Ayant constaté que les Elmis auxquels on a enlevé la moitié d'une élytre ne peuvent s'élever dans l'eau en flottant, je fis aussi les trois expériences suivantes :

Expérience II. — Dans un bocal — dont le sable et les cailloux avaient été bouillis le jour précédent et dont la plante était maintenue à la surface de l'eau (fig. 1) — je mis cinq Elmis, qui avaient subi, dix jours auparavant, l'opération susindiquée.

Tous les deux jours, je transvasais les insectes dans un nouveau bocal, semblablement aménagé, dont le sable et les cailloux avaient été bouillis la veille.

Expérience III. — Expérience semblable à la précédente; seulement je laissais les Elmis dans le même bocal pendant toute la durée de l'expérience. Les insectes, dans ce cas, eurent donc l'avantage de pouvoir profiter de la végétation microscopique qui apparut spontanément et se développa dans le bocal pendant le cours de l'expérience.

Ces deux expériences ont chacune été faites deux fois. D'une manière générale, les Elmis de l'expérience III eurent, les deux fois, l'air de se mieux porter que ceux de l'expérience II. Ils ont en moyenne vécu plus longtemps que ces derniers — mais quelques jours seulement. La mort, chez la plupart de ces insectes, est survenue du cinquantième au soixante-dixième jour; deux ne succombèrent que le quatre-vingtième jour.

Expérience IV. — Semblable à la précédente, sauf que les Elmis furent mis dans un bocal aménagé depuis trois semaines — dans lequel, par conséquent, une faible végétation microsco-

pique existait déjà. Trois Elmis moururent dans les vingt premiers jours — pourquoi ? Deux survécurent, et, le soixante-dixième jour, quoique se traînant, affaiblis et malades, ils se portaient cependant mieux que ceux des expériences précédentes qui, à l'époque correspondante, étaient morts ou agonisants.

Je mis alors, au fond du bocal, quelques tiges d'hypnum. Ces deux Elmis reprirent petit à petit des forces et redevinrent allègres ; je constatai, au bout de quelques jours, la réapparition d'air dans leur bouche. L'un mourut le cent-vingtième jour, l'autre vivait encore le cent-septantième jour.

Ces faits semblent montrer que la végétation microscopique, qui se développe spontanément dans le bocal au cours d'une expérience, est utile aux Elmis ; mais elle est insuffisante et n'a qu'une influence minime sur le résultat final de l'expérience — au moins en automne, saison où ces expériences furent faites. A cette époque de l'année, vu la faible luminosité, les plantes ne dégagent que fort peu d'oxygène aériforme.

Ces expériences nous montrent en outre :

a) Que l'amputation d'une demi-élytre est une opération en elle-même peu grave, qui ne compromet pas nécessairement la vie des Elmis — puisque, parmi ceux de l'expérience IV, l'un vécut cent vingt jours et l'autre vivait encore le cent-septantième jour (1).

b) Que, cependant, cette opération perturbe le fonctionnement de la respiration — puisque les vingt Elmis des expériences III et IV sont, en général, morts plus rapidement que ceux qui, pour être privés d'oxygène aériforme, étaient simplement enfermés dans des tubes (par exemple : exp. I, tube E, et expériences dont le résultat est indiqué dans la note de la page 146).

J'ai essayé d'éliminer l'influence possible de la végétation microscopique, qui apparaît spontanément, aussi lorsqu'il s'est agi des expériences où les Elmis étaient enfermés dans des tubes de verre :

a) En mettant tous les deux jours les insectes dans un nouveau tube qui avait été bouilli la veille, ainsi que son contenu (cailloux et feuille pourrie).

b) En conservant les tubes à l'obscurité dans un bocal dont on renouvelait l'eau tous les jours (2).

---

(1) J'ai observé chez des sujets, conservés dans de bonnes conditions, une survie encore plus prolongée.

(2) J'ai conservé des Elmis, dans ces conditions, pendant plus de deux mois.

Mais j'ai rencontré, dans leur exécution, tant de petites difficultés, que je n'ai jamais pu mener à bien ces expériences.

La chose est, du reste, sans importance car j'ai constaté que *dans les tubes de verre il ne se développe au cours de l'expérience qu'une végétation microscopique tout à fait insignifiante.*

Cela provient de ce que les tubes étaient immergés dans un volume d'eau relativement considérable; que cette eau était changée environ tous les quinze jours; et du fait que l'eau de l'intérieur des tubes était, grâce à la mousseline, un peu isolée de l'eau ambiante dans laquelle flottaient les plantes. Or, c'est surtout de celles-ci que provenaient les germes.

En outre, les tubes étaient déposés à un endroit de la chambre moins éclairé que celui où se trouvaient les bocaux des expériences II, III et IV; ils se trouvaient, par conséquent, dans des conditions peu favorables au développement d'algues.

Note VI. — On pourrait cependant m'objecter que, dans toutes ces expériences, les Elmis sont morts de faim, ou de mort naturelle, mais non par manque d'oxygène aériforme. A cela je répondrai que, au cours de quelques-unes de ces expériences, j'ai vu des Elmis déféquer le quarante-deuxième et le quarante-septième jour; donc ils pouvaient se nourrir.

Ensuite je signalerai le fait que, dans une expérience non relatée en détail dans ce travail (voir p. 146) les deux Elmis (enfermés dans un tube de verre clos par la mousseline) vécurent l'un cent trente-quatre, l'autre cent trente-huit jours. Ces insectes ayant été, accidentellement, à deux reprises, mis en contact avec l'atmosphère, l'expérience ne peut nous donner aucun renseignement au sujet de la durée de la résistance à l'asphyxie. Mais elle nous montre, en tout cas, qu'avec la nourriture que je leur donnais (feuille pourrie, bouillie) ces insectes peuvent vivre cent trente-huit jours.

Enfin les phénomènes que l'on observe aux régions argentées (modifications de leur teinte et de leur étendue), la disparition de l'air dans la bouche de l'insecte et la difficulté de plus en plus grande qu'il éprouve à faire saillir une bulle d'air, montrent bien que les Elmis souffrent de l'insuffisance de leur provision d'air.

D'autre part je n'ai que peu de renseignements au sujet de la durée normale de la vie de ces insectes.

Tout ce que je puis dire, c'est que sept mois après mes dernières chasses, je possédais encore passablement d'Elmis.

Un Stenelmis, auquel j'avais perforé une élytre, mourut après deux cent vingt-trois jours de captivité.

Il n'est donc pas logique de penser que les Elmis qui sont morts, au cours de ces expériences, au bout de dix à quatorze semaines aient *tous* péri de mort naturelle.

Note VI. — On pourrait, avec raison, me demander de prouver d'abord que les mamelons et les longs poils sont hydrofuges, qu'ailleurs ce qui est argenté est mouillable et que c'est bien de l'air, retenu sous une couche de poils, qui procure cette teinte argentée.

J'estime inutile de refaire la démonstration de ce dernier point à propos du Stenelmis; car les preuves que nous avons données de ce fait en étudiant l'*Haemonia* et surtout celles que nous indiquerons lorsque nous traiterons de l'*Elmis aeneus* peuvent s'appliquer au Stenelmis.

En revanche, l'expérience suivante permet de démontrer la vraisemblance, au moins, de mes deux autres affirmations.

Appliquons sur une petite planche quelques parcelles de cire d'un millimètre environ de diamètre. Immergeons ensuite lentement cette planche dans une cuvette remplie d'eau, en la maintenant inclinée à 45° environ, en face de la lumière et regardons, perpendiculairement par-dessus, ce qui se passe.

La surface de l'eau, au contact du bois « mouillable » forme un ménisque concave qui, réfléchissant la lumière vers notre œil, paraît comme une ligne argentée qui semble grimper le long de la planche, au fur et à mesure que celle-ci s'enfonce davantage. Mais, chaque fois que cette ligne brillante rencontre une des parcelles de cire, elle s'interrompt, à cet endroit, et ne réapparaît que lorsque la cire est entièrement submergée. En effet, au contact de la cire « non mouillable » le ménisque prend une forme convexe et ne réfléchit plus la lumière dans la direction de l'œil; c'est pourquoi on ne le voit plus.

Or, si après avoir rapidement essuyé un Stenelmis sur un morceau de papier buvard, on dépose l'insecte sur une goutte d'eau et qu'on l'examine au microscope, avec un éclairage convenable (à la lumière directe), voici ce que l'on observe : L'eau s'élève lentement contre le corps de l'insecte en formant un ménisque brillant; mais on constate que ce ménisque disparaît

chaque fois qu'il entre en contact avec un des mamelons chitineux et qu'il réapparaît après l'avoir dépassé. La surface de l'eau se comporte donc à l'égard des surfaces argentées, comme elle le fait envers un corps « mouillable », et, à l'égard des mamelons chitineux foncés, comme elle le fait envers un corps « non mouillable ».

J'ai essayé de représenter schématiquement ce phénomène par la figure 22.

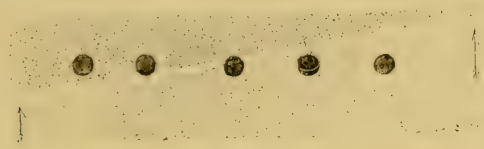


Fig. 22.

Note VIII. — Les stigmates métathoraciques sont, en général, peu connus et difficiles à trouver. Je les ai ignorés chez plusieurs des insectes dont j'ai étudié la respiration (sauf chez la Notonecte).

Chez l'Hydrophile et chez l'Haemonia, ils sont en relation directe avec la couche d'air qui revêt la face ventrale du corps de ces insectes.

Ils existent aussi chez la Nèpe et chez les Dyticidés. Lorsque j'ai signalé le fait que, quand on bouchait les stigmates abdominaux de la première paire, le Dytique expulsait parfois une bulle d'air par les stigmates mésothoraciques (1), j'ai commis une erreur. C'est par les stigmates métathoraciques que cet air s'échappe. Ces stigmates étant fort près l'un de l'autre, la confusion était facile. A l'état normal, ces stigmates ne fonctionnent probablement, chez ces derniers insectes, que lorsque ceux-ci sont hors de l'eau.

Note IX. — Je puis signaler un insecte chez lequel on peut constater avec facilité ce passage de l'air, de l'espace abdomino-dorsal sous-élytral à la face ventrale, par l'intermédiaire de la cavité cotyloïde des hanches postérieures.

---

(1) *Annales Biologie Lacustre*, t. IV, p. 393.

Les Haliplidés sont de petits coléoptères amphibies, fort voisins des Dyticidés, avec lesquels ils sont souvent confondus. On les reconnaît cependant tout de suite, parce que les fémurs des membres postérieurs sont protégés par une grande plaque chitineuse très mince — qui est un prolongement des hanches — et qui s'étend sur une partie de l'abdomen (fig. 23).

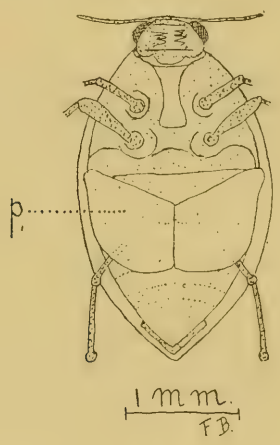


Fig. 23. — Un *Haliplus* vu par la face ventrale. En *p*, prolongement lamelleux des hanches des membres postérieurs

Or, un jour, regardant un Haliplidé captif dans un de mes aquariums, j'observai avec surprise le phénomène suivant :

L'insecte, après être venu respirer à la surface de l'eau, par l'extrémité postérieure de son corps, comme le font les Dyticidés, plongea et vint s'accrocher à la tige d'un végétal qui touchait la paroi de l'aquarium. Ce fait me permit d'observer l'Haliplus, avec une forte loupe.

Quel ne fut pas mon étonnement de voir de l'air apparaître sous la plaque coxale, de voir cet air sortir de dessous la plaque et de voir l'insecte chercher à l'étendre sur son abdomen en le brossant avec ses pattes !

J'examinai la chose plus attentivement, au moyen du microscope, après avoir placé l'insecte dans une cellule en verre. Je dus me rendre à l'évidence : l'Haliplus, après avoir inspiré de l'air au moyen de ses stigmates abdominaux postérieurs, refoulait ensuite celui-ci sous sa plaque coxale. L'air ne pouvait arriver à cet

endroit qu'en s'insinuant dans l'espace intersegmentaire entre le métathorax et le premier segment abdominal (1).

Note X. — Je dois cependant signaler que, dans la nature, un petit Hydrophilidé — *l'Hydraena Riparia* — vit souvent en compagnie des Elmis.

J'ai constaté que cet insecte présentait de grandes analogies biologiques avec les Elmidés. Il peut vivre plusieurs semaines au fond de l'eau, quand bien même on l'empêche de venir à la surface pour s'approvisionner d'air.

Enfin — sans que je puisse affirmer la chose d'une manière catégorique — il doit pouvoir modifier le poids spécifique de son corps. En effet, tantôt il se laisse choir au fond de l'eau, tantôt, quoique ne pouvant nager, il reste contre la surface et, son dos étant tourné en bas, il marche sous et contre celle-ci.

Parmi les insectes qui, à l'état d'imago, vivent dans l'eau et y respirent, je crois, sans avoir besoin pour cela de venir à la surface, je dois aussi mentionner les *Sigarra* (Hémiptères). Le mode de respirer de ces minuscules insectes n'a pas encore été étudié.

(1) Ce fait, que nous n'avons découvert que récemment, confirme l'explication que nous avons donnée du mode de respirer des Dyticidés (inspiration par les deux derniers stigmates abdominaux, expiration par les autres stigmates abdominaux, surtout par ceux des premières paires).

OBSERVATIONS BIOLOGIQUES

SUR

QUELQUES CURCULIONIDÉS AQUATIQUES

par Frank BROCHER

Les *Rhynchophores* ou *Curculionidés* ou Charançons constituent la plus vaste famille, non seulement des insectes, mais du règne animal tout entier. On en a décrit plus de 12,000 espèces. Il est assez surprenant que, malgré cette richesse en espèces, malgré la diversité des végétaux sur lesquels ces insectes vivent et quoique beaucoup de ceux-ci habitent les localités humides et marécageuses, on n'en trouve cependant que fort peu sur les végétaux submergés.

Parmi les espèces qui vivent au bord de l'eau, nous pouvons citer d'abord les Hydronomini (vulg. Bagous) et les Erirrhinini. Ces insectes se tiennent sur la partie émergée des plantes aquatiques (Iris, Alisma, Stratiotes, Polygonum et diverses Ombellifères aquatiques). Mais, à l'occasion, ils s'aventurent sur l'eau et, quelquefois, lorsqu'il y a du courant, ils se laissent, dit-on, passivement flotter (?).

Certains d'entre eux ne craignent même pas de s'aventurer momentanément dans l'eau, en marchant le long de la tige, pour pondre dans la partie immergée de celle-ci.

En effet, les Charançons, qui — à l'état d'imago — vivent posés *sur* la partie émergée des plantes aquatiques, habitent, en général — pendant l'état larvaire — l'intérieur du même végétal. La larve creuse des galeries *dans les tiges*, indifféremment au-dessus ou au-dessous du niveau de l'eau, et même, quelquefois, jusque dans les racines. Ces larves se trouvant dans les tissus du végétal et non dans l'eau, nous ne nous en occuperons pas.

Mais il y a des Charançons qui sont véritablement aquatiques, parce que, à l'état d'imago, ils vivent exclusivement sur des végétaux submergés ou flottants.

Je puis en mentionner quatre.

Le *Tanysphyrus Lemnae*, Payk, est un petit insecte de couleur noire, dont la taille atteint 1 mm. 5. On le trouve, dit-on, communément pendant toute l'année, sur les Lemna (1). Je ne l'ai cependant jamais rencontré.

L'Amalus Leucogaster Marsh (*Myriophylli*, Gill), fig. 1, lui, est amphibie. Sa taille est de 2 mm. 5 à 3 millimètres.

Lorsqu'il est hors de l'eau, la couleur générale de son corps est d'un blanc gris légèrement jaunâtre.

L'Amalus vit sur le Myriophyllum ; on le récolte assez facilement sur cette plante de mai à fin juillet. On trouve souvent, plusieurs individus ensemble, réunis sur une même tige.

Par la simple inspection des Myriophyllum qui flottent dans l'eau, on peut soupçonner la présence de ces insectes. En effet, — ce Charançon ayant l'habitude de couper l'extrémité de la tige, — lorsqu'on aperçoit des tiges de Myriophyllum brusquement tronquées, on peut supposer que des Amalus sont dans le voisinage.

Pour récolter cet insecte, il faut attirer, hors de l'eau, les tiges de Myriophyllum — aussi bien celles qui sont entières que celles qui sont tronquées — et chercher au milieu de leurs feuilles. En général, dès que la tige est hors de l'eau, les Amalus, surpris — cherchant à se dégager et à quitter la plante — viennent se montrer au jour. On en récolte aussi, parfois, simplement, en promenant le filet fin parmi les Myriophyllums.

L'Amalus vit fort bien en captivité, si l'on a soin de mettre, avec lui, dans le bocal, une tige de Myriophyllum, dont l'extrémité flotte à la surface de l'eau. On le verra se tenir indifféremment, ou hors de l'eau, sur la minime partie du végétal qui émerge ; ou bien, le plus souvent, on le verra marcher lentement le long de la tige ou parmi les feuilles complètement immergées.

---

(1) Bedel. *Faune des Coléoptères du bassin de la Seine*, 1888, t. VI, p. 276. Il y a une figure (en couleurs) de cet insecte dans Jacquelin du Val et Fairmaire. *Genera des Coléoptères*, 1868, t. IV, pl. 10, fig. 47.

Lorsqu'il est dans l'eau, il tient ses antennes repliées sur elles-mêmes et accolées contre le rostre; lorsqu'il est à l'air, il les tient, au contraire, élevées, pointant en haut et en avant.

Dans l'eau, le corps de cet insecte paraît argenté. Il est, en effet, tout entier couvert de petites plaques hydrofuges qui retiennent autour de lui une mince couche d'air — si mince que toutes les formes du corps restent parfaitement distinctes.

L'Amalus peut donc, s'il a un point d'appui, pénétrer au sein de l'eau, en marchant contre celui-ci; mais il n'est pas organisé pour nager et il ne peut le faire. Cependant, tout à fait exceptionnellement, je l'ai vu, parfois, se lancer en pleine eau pour passer d'une feuille à une autre, en s'aidant de mouvements natatoires des pattes — mais sur une distance de quelques millimètres seulement. En général, dès qu'il lâche son point d'appui — le poids spécifique de son corps étant inférieur à celui de l'eau — il remonte passivement à la surface et émerge en entier. Il se trouve posé sur l'eau, ayant son corps complètement sec, grâce au revêtement hydrofuge.

L'Amalus peut marcher sur la surface de l'eau; c'est-à-dire qu'il peut avancer lentement en faisant mouvoir ses pattes, alternativement et successivement, les unes après les autres. Mais son allure la plus habituelle, lorsqu'il est posé sur l'eau, c'est de ramer. Dans ce cas, il avance assez rapidement, en glissant sur la surface, en poussant en arrière avec ses six pattes à la fois simultanément.

Il ne peut rentrer dans l'eau que s'il trouve un point d'appui. En revanche, il peut s'envoler en partant directement de la surface de l'eau, sans avoir besoin de grimper contre un corps émergeant. Il doit, d'habitude la nuit, assez souvent sortir de l'eau et voler; car on trouve fréquemment, le matin, les Amalus que l'on conserve en captivité, posés sur la surface de l'eau; quelquefois même ils sont accrochés sous le couvercle de l'aquarium. Si celui-ci n'est pas couvert, ces insectes s'évadent rapidement.

Vers le milieu d'août, tous les Amalus en captivité, meurent; du reste, à cette époque, on n'en trouve plus dans la nature.

La larve de cet insecte est connue; elle vit, dit-on, dans les tiges du Myriophyllum. Je ne l'ai, cependant, jamais observée.

Le Tanysphyrus vit sur l'eau, l'Amalus est amphibie, le troisième Curculionidé que nous allons étudier est, lui, fran-

chement aquatique. Il ne vit que dans l'eau et ne sort pas de cet élément.

Fig. 1.

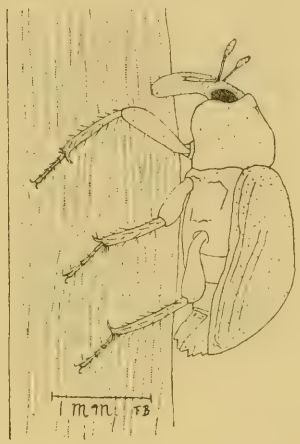


Fig. 2.

L'*Amalus* ou, plus exactement, le *Phytobius velatus*, Beck. (*aquaticus*, Thoms.), fig. 2, est un petit Charançon qu'on trouve sur le Potamogeton, dont il mange surtout le pétiole des feuilles. Il m'a paru beaucoup moins fréquent que le précédent; je n'en ai récolté que quelques individus isolés ou accouplés, en juin et en juillet, et pas chaque année.

Il a, à peu près, la même taille que l'*Amalus leucogaster*; mais il ne possède pas, comme celui-ci, des téguments hydrofuges; aussi, dans l'eau, son corps ne paraît pas argenté.

Il est, en revanche, beaucoup mieux organisé pour la vie aquatique. Il nage aisément, volontiers et spontanément, en pleine eau, au moyen de ses pattes, dont les tibias et les tarses sont, généralement, pourvus de poils épars plus ou moins longs. Dans ce cas, il tient son corps presque perpendiculaire, la tête en bas et l'extrémité postérieure dirigée en haut. Quelquefois, une minuscule bulle d'air adhère à cette extrémité. Toutefois, le plus habituellement, il reste cramponné, ou marche lentement, contre la tige ou les feuilles du Potamogeton, souvent au ras du niveau de l'eau. Ses antennes, en général, sont dirigées en avant

Ces Charançons vivent bien en captivité; comme c'est le cas pour l'*Amalus leucogaster*, ils meurent tous au milieu d'août.

Enfin, citons encore un quatrième Curculionidé aquatique, récemment signalé (1). Il a été décrit, en Europe, sous le nom de *Degoisia Champenoisii*; mais il était déjà connu, en Amérique, sous celui de *Stenopelmus rufinasus*, Gyll.

C'est, en effet, un Charançon qui vient d'Amérique. Il vit sur l'Azolla, petite fougère aquatique, flottante, d'origine américaine. Or, cette plante est actuellement en train d'envahir l'Europe. On l'a déjà trouvée — et, avec elle, son Charançon — près de Bordeaux, dans la Charente-Inférieure, dans l'Hérault et aussi en Normandie.

Ce Charançon se tient complètement immergé; caché sous les feuilles de l'Azolle. Son corps, de même que celui de l'*Amalus leucogaster*, est entouré d'une mince couche d'air qui, lorsqu'il est dans l'eau, le fait paraître tout argenté. Je suppose donc que, comme l'Amalus, il doit avoir des mœurs plutôt amphibies que franchement aquatiques.

Ces Charançons aquatiques sont fort mal connus (ou même ignorés) de la plupart des naturalistes qui s'occupent de la faune des eaux douces; c'est ce qui m'a engagé à leur consacrer ces quelques pages.

Miall (2) et Schmidt-Schwedt (3) dans leurs livres sur les insectes aquatiques, ne les mentionnent seulement pas.

Lampert (4) consacre quelques lignes aux Charançons des plantes du rivage. Il cite les *Hydronomini* et le *Lixus paraplecticus*, mais en fait de Curculionidé réellement aquatique, il ne signale que le *Coeliodes myriophylli*, Gill., auquel il consacre une ligne, et qu'il qualifie de rarissime. Ce nom de *C. myriophylli* ne peut cependant se rapporter qu'à l'*Amalus leucogaster* qui n'est point rare.

Reitter (5) mentionne beaucoup d'espèces riveraines (Hydronomini, Erirrhinini, etc.); mais, en fait d'espèces franchement aquatiques, il ne cite (pp. 209-10) que l'*Eubrychius* (*Phytobius*)

---

(1) *Annales Soc. Ent. de France*, 1904.

(2) Miall, *Aquatic Insects*, London, 1903.

(3) Schmidt-Schwedt, *Kerfe und Kerfenlarven des Süsswassers*; in Zacharias, *Thier- und Pflanzenwelt des Süsswassers*, 1891.

(4) Lampert, *Das Leben der Binnengewässer*, 1909.

(5) Reitter a fait le volume des Coléoptères. Tome III de : Brauer. *Süsswasserfauna Deutschlands*, actuellement en cours de publication.

velatus, Beck, qu'on trouve, dit-il, sur les « plantes aquatiques ». Mais, à mon avis, il commet une erreur en indiquant dans la synonymie de cette espèce *E. myriophylli*, qui ne peut se rapporter qu'à l'*Amalus leucogaster*.

Bedel (1) est beaucoup plus clair et plus complet, il mentionne :

1° *Tanysphyrus lemnae*. Sur Lemna, commun toute l'année;

2° *Amalus leucogaster*. Sur « plantes aquatiques ». Assez commun, d'avril à juin.

3° *Amalus* ou *Phytobius velatus*. Sur Potamogeton, Myriophyllum, Hippuris. Rare, de mars à juillet.

Mais, à mon avis, il commet, au sujet de ce dernier insecte, deux erreurs : 1° en indiquant le Myriophyllum comme étant une plante sur laquelle on trouve habituellement le Phytobius (2), et 2° en renvoyant pour la biologie de cette espèce à Perris (3). Car les quelques lignes que Perris consacre au *Phytobius* — sans autrement le spécifier — ne peuvent se rapporter qu'à l'*Amalus leucogaster*.

Le *Tanysphyrus* est de petite taille; son habitat, en outre, très particulier, permet facilement de le reconnaître. Le *Stenopelmus* est encore peu répandu. N'ayant jamais rencontré ces deux espèces et ne pouvant en parler « de visu », je n'en dirai rien de plus.

En revanche, l'*Amalus leucogaster* et le *Phytobius velatus* sont à peu près de même taille et, ainsi que je viens de le montrer, ils ont toujours été confondus par les auteurs. Ceux-ci, de ces deux espèces n'en font qu'une, ou n'en décrivent qu'une et ignorent l'autre (Lampert); ou bien encore les embrouillent ensemble, attribuant à l'une la biologie de l'autre (Bedel).

Ayant trouvé ces deux espèces de Charançons et les ayant observées plusieurs semaines, en captivité, je crois intéressant de mettre en parallèle les caractères qui, à mon avis, permettent de les différencier facilement.

---

(1) Bedel, *Faune des coléoptères du Bassin de la Seine*, 1888. Tome VI, pp. 276 et 346.

(2) Peut-être (?) le trouve-t-on aussi parfois sur cette plante, mais cela ne peut être qu'exceptionnel.

(3) Perris, *Annales Soc. Ent. de France*, 1873, p. 88.

Amalus leucogaster.

Je le trouve, assez fréquemment, toutes les années, toujours sur le Myriophyllum.

« Hors de l'eau », l'animal paraît blanchâtre. Mais, ses téguments étant couverts de petites *plaques hydrofuges*, « dans l'eau », son corps paraît argenté.

Insecte amphibie. Il peut quitter l'eau et s'envoler — et il le fait fréquemment.

Il se tient volontiers sous l'eau, mais il a besoin pour cela d'avoir un point d'appui, contre lequel il reste accroché. *Il ne peut nager en pleine eau.*

Tibia et tarses glabres.

Le troisième article des tarses est élargi et fortement bilobé.

Phytobius velatus.

En 5 ans, je n'en ai trouvé que 5 sujets, toujours sur le Potamogeton.

« Hors de l'eau et dans l'eau », l'animal paraît brunâtre. Ses téguments sont *mouillables* et sont parfois recouverts par des algues parasites.

Insecte aquatique. Il ne sort pas de l'eau — sauf exceptionnellement?

Il nage volontiers, aisément et spontanément en pleine eau; toutefois, il se tient habituellement accroché aux végétaux.

Tibia et tarses ont souven quelques poils épars, plus ou moins longs.

Le troisième article des tarses n'est ni élargi, ni bilobé.

VANDŒUVRES (Genève).

DESCRIPTION

DE

Spongilla (Stratospongilla) Gilsoni n. sp.

ÉPONGE D'EAU DOUCE DES ILES FIDJI

par E. Topsent

Professeur à la Faculté des sciences de Dijon.

Au cours de son exploration scientifique de l'archipel des Fidji, M. le professeur E. Gilson, directeur du Musée royal d'histoire naturelle de Belgique, a découvert, le 22 octobre 1897, l'Eponge qui fait l'objet de cette notice, dans la rivière Waïdina, entre les villages de Nasuvo et de Namosi, dans l'île Viti Levu.

Elle formait, en plein dans un rapide semé de cascades, sur les pierres de nature volcanique qui composent le lit de la rivière, de larges plaques d'un beau vert sombre. M. Gilson en a recueilli une quinzaine de spécimens qu'il a conservés dans du formol à 5 p. c.

La figure 1 de la planche ci-contre, reproduction d'une photographie exécutée en grandeur naturelle, fait bien connaître l'aspect de ces spécimens. Sous l'influence, sans doute, du courant violent qui les baignait, ils ont tous pris la forme qui convenait le mieux à leur structure assez fragile et se sont comme moulés sur leurs supports sans présenter même l'indice d'une lobulation Bien plus, ils sont demeurés minces, le plus épais d'entre eux atteignant seulement $1^{mm}5$ d'épaisseur et les autres mesurant généralement moins de 1 millimètre. Si la plupart représentent de simples fragments, comme en témoignent certains de leurs bords, à la fois trop hauts et trop nettement tranchés, il en est, à l'exemple du plus grand de la rangée supérieure de la figure 1, qu'on peut considérer comme à peu près entiers, car leurs bords amincis ont des découpures capricieuses et douces.

Ce qui a permis à M. Gilson de détacher ainsi sa Spongille sans la briser, ou, plus souvent, par plaques relativement étendues pour leur épaisseur, c'est qu'elle s'organise au contact des pierres une face inférieure dense, lisse, peu accidentée et, par suite, assez ferme et d'adhérence minime. J'ai photographié par leur base, pour montrer des gemmules en place, les trois spécimens de droite de la figure 1 ; ils m'aideront à faire comprendre l'état de cette surface. Il contraste nettement avec celui de la face supérieure du corps, toute criblée de petits orifices.

La coloration verte notée par M. Gilson n'est pas superficielle mais intéresse tout le corps et se retrouve avec une égale intensité sur ses deux faces ; elle a certainement dû s'atténuer par un séjour prolongé dans le formol, mais il est peu de spécimens qui ne l'aient conservée encore assez vive.

Le système aquifère est desservi par des orifices très nombreux (fig. 3). Ceux qu'on peut voir à l'œil nu comme de petits points noirs (fig. 1) atteignent rarement $0^{mm}25$ et descendent souvent jusqu'à $0^{mm}1$ seulement de diamètre ; ils sont arrondis, nus, non surélevés, non marginés et paraissent sombres parce qu'ils sont béants au-dessus de canaux de quelque profondeur, droits et simples, d'habitude, divisés cependant à l'approche des plus grands d'entre eux. Comme ils ne diffèrent les uns des autres que par leur taille et que celle-ci présente tous les intermédiaires entre les limites notées plus haut, il ne peut être question de les répartir en pores et en oscules. Peut-être même jouent-ils tous un rôle exhalant puisque, dans leurs intervalles, la loupe découvre une quantité de perforations de la surface plus petites et moins profondes, évidemment propres à l'inhalation.

Il est impossible de suivre les canaux dans l'épaisseur du corps, qui a une structure compacte. La charpente constitue un réseau diffus qui, cependant, à mesure qu'il gagne la face supérieure du corps, tend à se régulariser (fig. 5) et à dessiner des lignes primaires verticales coupées de lignes secondaires perpendiculaires ou obliques sur elles. Pour relier les spicules entre eux, il n'y a qu'une quantité presque insignifiante de spongine incolore ; encore son existence ne paraît-elle certaine qu'au voisinage du support. Il en résulte que, malgré son squelette assez dense, l'Eponge a une consistance plutôt fragile.

Les spicules sont des *acanthoxes* (fig. 4 et 6). Doucement courbés, non fusiformes mais souvent centrotylotes, ils se couvrent tous d'épines nombreuses et courtes ; leurs pointes, cepen-

dant, demeurent toujours lisses et, comme elles sont coniques et relativement brèves, elles ressemblent à de forts mucrons. La plupart des acanthoxes varient entre $0^{mm}215$ et $0^{mm}225$ de longueur sur $0^{mm}014$ d'épaisseur. Mais il s'en trouve toujours, en proportion notable, dont les dimensions restent comprises entre $0^{mm}135$ et $0^{mm}15$ sur $0^{mm}01$ à $0^{mm}012$. Ces derniers sont le plus souvent centrotylotes et présentent fréquemment une courbure plus accentuée que les autres.

A l'exception de deux ou trois, qui, particulièrement minces, sont peut-être trop jeunes, les plaques sont pourvues de gemmules. Il s'en trouve alors un certain nombre à nu à leur face inférieure, comme le montrent les trois spécimens de droite de la figure 1. Elles se forment toutes, en effet, vers le bas de l'Eponge. L'outil qui a détaché les spécimens a mis quelques-unes de leurs gemmules en évidence, mais il en existe beaucoup plus que l'on n'en voit dans ces conditions, car la plupart demeurent cachées par la croûte qui limite le corps en dessous. C'est par transparence qu'on se rend compte de leur abondance. Pourtant, loin de former une assise continue, elles se disposent par groupes irréguliers et plus ou moins étendus, séparés par de larges intervalles. Dans ces groupes, elles conservent d'ailleurs chacune leur individualité.

Les gemmules (fig. 7), de coloration brun verdâtre sont globuleuses, arrondies ou plus ou moins elliptiques, souvent un peu difformes. De dimensions assez inégales, elles varient entre $0^{mm}48$ et $0^{mm}7$ de diamètre. Elles ont une structure très simple. Leur cavité, remplie de grosses cellules embryonnaires, est limitée par une enveloppe de spongine olivâtre (fig. 6 et 8), à section nette en dedans, indécise, au contraire, en dehors, si bien que l'épaisseur, qui en est d'environ $0^{mm}08$, varie quelque peu d'un point à un autre. D'abord homogène, cette enveloppe se charge dans ses deux tiers externes de spicules caractéristiques.

Ce sont des *microstrongyles* (fig. 2 et 6) courts mais épais, épineux aux deux bouts. Beaucoup demeurent presque cylindriques et mesurent environ $0^{mm}035$ de longueur sur $0^{mm}012$ d'épaisseur; quelques-uns deviennent presque sphériques avec $0^{mm}018$ de diamètre; enfin, entre ces extrêmes existent tous les intermédiaires possibles. Particulièrement nombreux sont ceux de forme ovoïde, ayant pour dimensions, par exemple, $0^{mm}022$ sur $0^{mm}016$ ou $0^{mm}024$ sur $0^{mm}015$; ils peuvent ne présenter plus que deux ou trois épines, parfois même une seule épine, à chaque pôle. Les

épines s'effacent tout à fait sur les plus arrondis des spicules ; on les voit, par contre, sur de rares spicules cylindriques plus longs que la moyenne, non seulement orner leurs extrémités, mais parsemer, en outre, leur tige sur toute sa longueur. L'axe, dans tous les cas, apparaît avec la plus grande netteté, sous la forme d'un trait arrêté à une petite distance des extrémités.

Ces microstrongyles ne se disposent pas avec régularité dans l'enveloppe gemmulaire. Ils lui sont tangentiels plutôt que perpendiculaires à son épaisseur et le nombre de rangs qu'ils forment n'a rien de constant. Si, par places, ils se mettent sur deux rangs seulement, ailleurs, ils s'accumulent sur trois ou même sur quatre rangées. Mais ces rangées s'interrompent ; les éléments n'y affectent aucune orientation définie ; les plus externes, retenus seulement par un peu de spongine, se trouvent en saillie ; et, de ce désordre, il résulte que, examinée avec une loupe un peu forte, la surface des gemmules se montre toujours granuleuse.

Les microstrongyles sont exclusivement les spicules gemmulaires de *Spongilla Gilsoni*. On n'en rencontre pas dans le parenchyme. On n'y voit pas non plus d'amphidisques.

Par la constitution de ses gemmules, *Spongilla Gilsoni* rentre naturellement dans le sous-genre *Stratospongilla* établi par Annandale pour les Spongilles dont les gemmules, dépourvues d'espaces aérifères et de couche granuleuse bien distincte, ont une enveloppe chitinoïde renforcée par une couche ou plusieurs de spicules tangentiels.

Elle peut même compter parmi les espèces les plus typiques de ce sous-genre et se distingue de celles déjà connues par la forme intéressante qu'affectent ses microstrongyles. En effet, même quand ils demeurent cylindriques, ceux-ci se font déjà remarquer en ce qu'ils restent droits et qu'ils relèguent aux deux bouts leurs épines. Mais surtout, ils se modifient couramment en des spicules ovoïdes ou subsphériques dont on ne connaissait pas d'exemples parmi les Eponges d'eau douce et qui rappellent un peu certains microsclères de *Pachastrellidæ*.

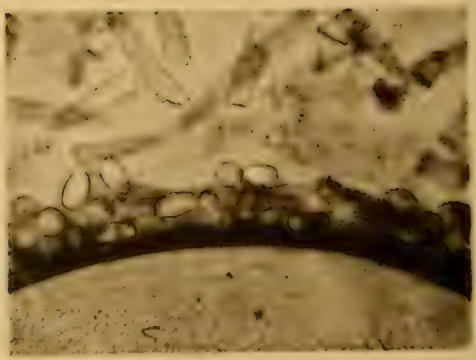
En outre, les gemmules de *S. Gilsoni* n'adhèrent ni au support ni entre elles ; le squelette ne se différencie nullement autour d'elles ; par suite, elles se détachent isolément avec la plus grande aisance, tombant au fond des flacons où des spécimens de l'Eponge sont conservés. Leur pore est tout à fait simple, étroit et à peine surélevé : vu de profil, il apparait comme un tout petit

1

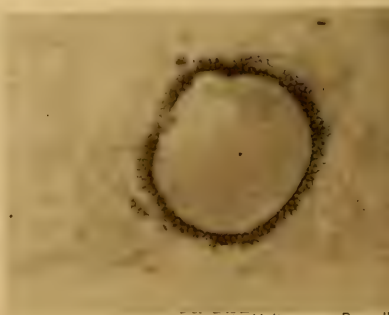
2

3

5



7



Phototypie Hellemans, Bruxelles

cône brunâtre très bas, tandis que, de face, il se montre comme un espace clair circulaire, ménagé dans la croûte spiculeuse.

M. Gilson m'a fait part de cette réflexion que, situées comme il les a vues, dans un rapide, les Spongilles en question étaient exposées à demeurer parfois à sec, en temps de basses eaux. C'est sans doute pour se garantir contre cette éventualité qu'elles se trouvent pourvues de gemmules à la saison printanière de leur pays.

EXPLICATION DE LA PLANCHE

Fig. 1. Huit spécimens ou fragments de *Spongilla* (*Stratospongilla*) *Gilsoni*, de grandeur naturelle. Les trois spécimens de droite sont vus par la face inférieure et montrent quelques gemmules.

2. Microstrongyles des gemmules. × 250.

3. Une portion de la surface pour montrer les orifices. × 16.

4. Acanthoxes du squelette. × 108.

5. Portion de la charpente. × 42.

6. Portion de la paroi d'une gemmule. × 240.

7. Quelques gemmules isolées. × 11 environ. On peut apercevoir le pore de plusieurs d'entre elles.

8. Coupe d'une gemmule *in situ*. × 44.

LE NATURALISTE F.-A. FOREL

La Suisse vient de perdre un de ses meilleurs citoyens; le naturaliste F.-A. Forel est mort à Morges, sa ville natale, le 8 août 1912.

Né en 1841, François-Armand Forel fit des études médicales et obtint, en 1866, à Wurtzbourg, le grade de docteur en médecine. Il professa, à Lausanne, l'anatomie et la physiologie, de 1870 à 1895; ce fut la seule manifestation de son activité médicale; car il ne pratiqua jamais.

Forel appartient au groupe déjà nombreux des « évadés de la médecine » devenus naturalistes; et il fut dans la plus vaste acception du mot *un naturaliste* — un homme qu'intéresse la nature et tous les phénomènes qu'elle offre à qui sait l'observer.

« Le naturaliste, a-t-il écrit, doit étudier la nature dans les faits et les choses qui sont à sa portée, qu'il peut voir et revoir assez souvent pour en démêler les lois et l'ordonnance. Le naturaliste sédentaire a le droit et le devoir de décrire sa patrie... c'est le lot, dit-il, qui nous est échu en partage. »

Forel étudia donc son pays et, surtout, ce qui était à sa porte, le Léman « son lac ». Il observa celui-ci de toute façon. Il en raconta pour ainsi dire la vie : sa genèse, sa nature, ses mouvements. Il en étudia aussi les habitants.

A cette époque, les zoologues étaient enthousiasmés des résultats obtenus par l'exploration scientifique du fond de la mer (campagnes du Lyghtning et du Challenger).

La découverte d'animaux habitant à une profondeur et dans des conditions que l'on considérait alors comme incompatibles avec la présence d'êtres vivants, avait été une révélation.

Forel pensa que, s'il existe une faune dans les abîmes de la mer, il devait en trouver une au fond du lac.

Il entreprit donc l'exploration de celui-ci, en employant un outillage et des procédés semblables à ceux qui avaient servi aux recherches marines. Il constata alors que, dans les lacs, il y a — comme dans la mer — une faune pélagique, dont les repré-

sentants ont de même subi des adaptations appropriées : leur corps est en général transparent et d'un poids spécifique se rapprochant beaucoup de celui de l'eau.

Il découvrit aussi une faune profonde, caractérisée par l'absence de coloration et par l'atrophie de l'organe visuel.

Cherchant à comprendre d'où ces faunes provenaient, comment leurs représentants s'étaient petit à petit modifiés pour s'adapter à vivre dans des conditions aussi variées, il fut amené à étudier celles-ci, c'est-à-dire, les propriétés du milieu dans lequel ces animaux existent et leur influence sur la morphologie et la physiologie de ces organismes.

Il fonda une nouvelle science : la *Limnologie*, consacrée à l'étude des nappes d'eau douce, au point de vue physique et biologique.

Parmi ses premières recherches, il nous faut mentionner celles sur les *seiches*.

Les riverains du Léman appellent « seiche » un phénomène *accidentel*, consistant en un mouvement alternatif et répété — qui peut atteindre quelques décimètres — d'élévation et d'abaissement de l'eau du lac. On dirait des marées en miniature.

Forel découvrit et démontra, que les seiches étaient produites par l'oscillation de la masse entière de l'eau du lac, provoquée, le plus souvent, par des perturbations météorologiques.

Forel publia ensuite, de 1874 à 1879, sous le titre de « Matériaux pour servir à l'étude de la faune profonde du lac Léman » une série d'articles, dans le *Bulletin de la Société Vaudoise des Sciences naturelles*.

Quelques années plus tard, la Société helvétique des Sciences naturelles ayant institué un prix pour le meilleur travail sur la faune profonde des lacs suisses, le mémoire de Forel : « Faune profonde des lacs suisses » et celui du Dr G. du Plessis : « Essai sur la faune profonde des lacs suisses », furent couronnés *ex æquo* et parurent dans le même fascicule des *Mémoires de la Société helvétique des Sciences naturelles*, tome XXIX, 1885.

C'est intentionnellement que je rappelle ici ce fait; car il ne faut pas oublier que, si Forel a été l'initiateur des recherches de biologie lacustre, il eut, dès le début, des collaborateurs actifs, entre autres, son ami et collègue, le Dr G. du Plessis, alors professeur de zoologie à Lausanne, auquel nous sommes redevables aussi de bien des découvertes dans le domaine de la zoologie lacustre.

De 1892 à 1904, Forel groupa et résuma ses travaux en trois gros volumes (environ 1,900 pages) : *Le Léman*, monographie limnologique.

Dans cet ouvrage, il traite avec une grande ampleur de vue de tout ce qui concerne le lac Léman, et de la limnologie en général.

Il étudia la géographie du Léman et son hydrographie, son relief, ses côtes et le sol du fond. Il émit, pour expliquer la formation du lac, diverses hypothèses. Il en étudia la thermique, l'hydrologie, les vagues, les seiches, la limnimétrie, c'est-à-dire les causes qui influent sur la hauteur de ses eaux. Chaque petit phénomène fut pour lui un sujet d'étude qu'il n'abandonna pas avant d'en avoir trouvé une explication satisfaisante. Tel fut le cas, par exemple, pour les taches d'huile, pour les vibrations du lac, les pelotes fibreuses, les galets sculptés, les rides du fond, etc. Il mesura les variations de la transparence de l'eau suivant la profondeur et les différentes saisons; il décrivit et expliqua divers phénomènes d'optique lacustre, entre autres plusieurs sortes de mirages.

Puis il étudia l'eau en tant que milieu propre à la vie : sa composition chimique et les matières qui y sont dissoutes et, enfin, les organismes qui s'y trouvent. Il dressa la liste de ceux-ci et constata qu'on peut les classer en trois groupes :

La faune et la flore littorale ;

La faune et la flore pélagique ;

La faune (et la flore) profonde ;

dont les représentants respectifs ont des caractères particuliers.

Mais nous ne voulons revenir sur ce sujet, d'autant plus que ces questions sont à présent connues de tous ceux qui s'occupent de biologie lacustre.

Dans cette courte notice où nous nous sommes proposés de rappeler l'activité de Forel, surtout comme limnologiste, nous ne ferons qu'énoncer les autres branches de la science auxquelles il a consacré une partie de son temps et de ses publications.

Ce sont ses études sur les glaciers et celles sur les palafittes qui, par leur importance, occupent la première place après ses travaux limnologiques. Forel s'est occupé, en outre, de météorologie, des tremblements de terre, du phylloxéra, de la maladie des perches, etc.; malgré la diversité de ces recherches, toutes ont été fécondes en résultats positifs.

Après avoir ainsi résumé l'œuvre de Forel comme « limnologiste et savant », je rappellerai ce qu'il était comme « homme »,

en terminant par cette phrase tirée d'un article nécrologique, paru au lendemain de son enterrement : « Chacun sentait — dit Emile Yung, en parlant des gens venus pour assister au convoi funèbre — chacun sentait que non seulement un grand savant, mais, ce qui est bien plus rare, un homme de parfaite bonté venait de nous quitter ; et chacun jugeait, qu'au degré où Forel avait été l'un et l'autre, c'est une perte sans égale pour un pays quand un tel homme s'en va. »

F. B.

DIE BIOLOGISCHE WOLGA-STATION

VON

Dr. ARVID BEHNING (Leiter der Station).

Die biologischen Verhältnisse des grössten Flusses Europas blieben der Wissenschaft lange verborgen und erst heute, im XIX. Jahrhundert, wird ganz allmählich der Schleier der Verborgenheit von ihnen gehoben. Am Ende des XVIII. Jahrhunderts war die Wolga der beliebte Reiseweg aller der berühmten Naturforscher, welche unter der Herrschaft von Katharina der II. den östlichen Teil Russlands erforschten. Pallas, Falk, Georgi, Gmelin, Güldenstädt und Lepechin haben alle zur Erforschung der Flora und Fauna dieses Flusses beigetragen. Später bereisten dann noch Erdmann, Goebel und Eichwald diese Gegenden und lieferten auch z. T. neue floristische und faunistische Aufzeichnungen. Jedoch waren das alles mehr kompilatorische Werke, in denen alle drei Naturreiche berücksicht wurden und ausserdem noch von Forschern, welche diese Gegend doch nur im Vorübergehen ansahen und deren Hauptfrage immer war: was lebt hier, aber nicht wie, warum und wozu dieses und nicht jenes. So ist es denn auch nicht Wunder zu nehmen, dass trotz verschiedenen und oft recht wertvollen späterer Abhandlungen über die Lebewesen der Wolga, die Biologie dieses Flusses so gut wie unbekannt blieb.

Im Jahre 1890 eröffnete die Naturforscher-Gesellschaft zu Saratow eine Biologische Station, welche, zumal sie damals die einzige Flussstation Europas war (*), den stolzen Namen *Wolga-Station* erhielt. Die etwa 200,000 Einwohner zählende Stadt Saratow (51°32' n. Br. und 46°04' ö L.) liegt am rechten Ufer der südlichen Wolga, 845 Werst (**) oberhalb Astrachan und ca. 958 vom Kaspisee. Der Fluss besitzt hier eine Breite von ca. 5,5 Kilometer (Abb. 1), fliesst gerade von N. nach S.

(*) In diesem Jahre wurde in Kiew am Dnjepr die zweite russische Flussstation eröffnet.

(**) Werst = 1,067 Km.

Einen grossen Teil des Jahres ist der Fluss mit einer meterdicken Eisschicht bedeckt. Im Durchschnitt friert er am 9. Dezember (*) zu und öffnet sich erst am 30. März (*), so dass er demnach ca. 235 Tage mit Eis bedeckt ist. Gleich mit dem Eisgang steigt auch das Wasser und zwar allmählich bis etwa 20 Meter höher als gewöhnlich, so dass dann der Fluss an manchen Stellen einem Meere gleicht aus dem hie und da einzelne Baumzweige oder Sandspitzen herausragen. Zu dieser Zeit bewegt

Abb. 1. — Die Wolga im Frühling.

sich das Wasser mit einer Geschwindigkeit von ca. 5 Werst pro Stunde, während im Hochsommer es sich auf ca. 3,5 Werst pro Stunde reduziert. Im allgemeinen ist es aber ein recht langsam fliessender Fluss, was ja durch die ebenen Steppen des ganzen südöstlichen Russlands bedingt wird; dennoch aber wird von dem überall nur lockeren Grunde eine Unmenge von Sand, Lehm, Mergel, Kalk, Kreide etc. mitgeführt und an den verschiedensten Stellen massenweise abgesetzt.

(*) Alter Stil.

Dadurch wechselt die Gestalt des Flusses sehr oft und der Strom gliedert sich in unzählige Seitenströme und -arme, die dann im Süden, von Zarizyn an, ein wahres Labyrinth von Inseln und Flüsschen bilden. Das rechte Ufer ist stets hoch (Baer'sches Gesetz), steil abfallend und mit nur spärlichen vereinzelt stehenden Bäumen und Sträuchern; das linke, dagegen, ganz flach und mit einem dichten Pflanzenkleide bedeckt. Die jährlichen Überschwemmungen lassen hier eine wahrhaft tropische Pflanzenpracht und namentlich Insektenmenge jeglicher Art hervorgehen, an deren Betrachtung sich sowohl Botaniker, wie Hydrobiologe, Entomologe, Ornithologe und Malariaforscher nach Belieben erquicken können (Abb. 2).

Abb. 2. — Ein Altwassersee.
(Phot. von Rauschenbach.)

Der neu gegründeten Station war damit ein reiches vielseitiges Arbeitsfeld beschert. Der erste Leiter, *W. P. Zykoff*, fing denn auch zunächst an einen allgemeinen Überblick über die Flora and Fanna dieses Gebietes sich zu verschaffen. Das Verzeichnis der gefundenen Organismen (*), das vom zweiten Leiter, *A. S. Skorikow* und dann namentlich dem dritten, *W. J. Meissner*, vervollkommnet wurde, weist im ganzen 184 Algen (zusammengestellt von E. Bolochontzew) und 866 Tiere auf.

(*) *Cf.* « Arbeiten der Biologischen Wolga-Station », 1900-1909,

Im Plankton der Wolga (W. Meissner: « Über das Flussplankton der Wolga », l. c. 1901), das ganz speziell von Meissner bearbeitet wurde, herrschten, wie überhaupt im Flussplankton das der Fall, die Rotatorien vor, von denen hier eine Anzahl neuer Formen konstatiert wurden : *Mastigocerca elegans, wolgensis, Brachionus quadricornis*, etc. Der Polymorphismus von Mastigocerca und Brachionus wird an der Hand einiger Schemata genauer erörtert. Ferner ist das recht haüfige Auftreten des so absonderlichen Krebses — Bosminopsis — interessant, welcher ausführlich beschrieben und abgebildet wird.

« Über das Phytoplankton der Wolga im Sommer des Jahres 1902 », handelt eine grössere Abhandlung von E. Bolochontzew in der die einzelnen Arten sowohl systematisch als auch in ihrem Auftreten behandelt werden. Das Verzeichnis der gefundenen Organismen weist ferner einige recht interessante Reliktenformen auf und zwar sind das : *Metamysis strauchi, Gammarus abbreviatus, platycheir, haemobaphes, macrurus, Corophium curvispinum* und *Jaera nordmanni*, Krebse deren Heimat der Kaspisee oder höchstens das Wolgadelta ist, also in einer Entfernung von beinahe 1,000 Km. Eine ebenso wichtige Reliktenform ist *Clupea cultriventris* var. *tscharchaliensis* ein kleiner Hering der bisher nur aus dem Tscharchalsee am Ural bekannt war. Über *Dreissena polymorpha* und deren Verbreitung in Russland handelt eine mit Karte versehene Abhandlung von Skorikow. Von demselben Verfasser « Beitrag zur Kenntnis der Fauna des nördlichen Kaspischen Meeres », in dem über einige interessante Funde in dem bis dahin noch völlig unbekannten N.-W. Teil des Sees, vom Wolgadelta an bis etwa 45°. In einer Abhandlung über « die Würmerfauna des Wolgaflusses und der Wiesenseen » von Lawrow (l. c. 1908) schildert derselbe 71 meist parasitisch lebender Würmer, darunter eine neue Form : *Trichocephaloides charadrii* aus dem Darmkanal von *Charadrius hiaticola*. Es zeigt sich, dass am meisten die Fische infiziert sind und hier wiederum die Acipenseriden, wo z. B. von 32 untersuchten Sterleten (*Acipenser ruthenus*) 28 mit insgesamt 189 Parasiten bewohnt waren *Amphilina foliacea* 55, *Ascaris bidentata* 22, *Cystoopsis acipenseri* 110, und *Erpocotyle circularis* 2). Indessen meint der Autor doch behaupten zu können, dass diese Parasiten von nur geringem Schaden für die Wirtstiere sind und jedenfalls nicht die Ursache des allmählichen Aussterben dieser

Fische sind. Von Meissner stammt ein « Kurzer Bericht über eine Exkursion an die Kamysch-Samara Seen » (l. c. 1908), in dem einige hydrologische und ornithologische Beobachtungen auf diesen interessanten Steppenseen des Ural'schen Gebietes enthalten sind.

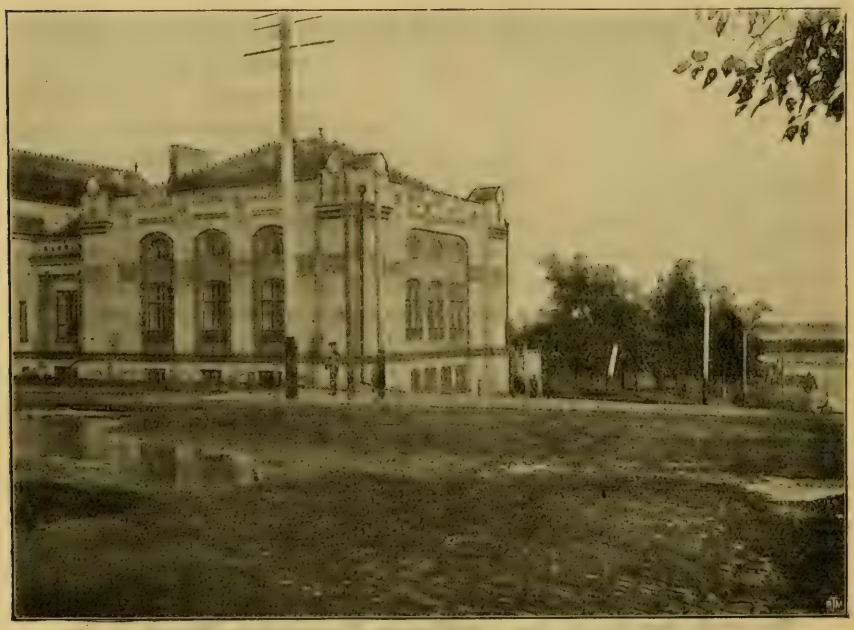


Abb. 3. — Das Stationsgebäude (rechts unten die Wolga).

Ferner vom selben Autor ein « Bericht über die Arbeiten der Biologischen Wolga-Station im Frühling 1907 über die künstliche Befruchtung von *Acipenser ruthenus* », in dem eine gute Übersicht der bisherigen Resultate und alle neuen Beobachtungen betreffend Temperatur, Wasserstand, etc., niedergelegt sind. Überhaupt sei bemerkt, dass die Wolga-Station von Anfang an mit der Frage der Verbesserung unseres augenblicklichen Fischbestandes und Fischereiverhältnisse im allgemeinen viel zu tuen hatte und bis zur Eröffnung des Astrachan'schen Ichthyologischen Laboratoriums (1906) war sie als einzige derartige Anstalt an der Wolga auch moralisch dazu verpflichtet. Im letzten Hefte der Stationsarbeiten, von 1909,

finden sich folgende Abhandlungen : W. Boldyreff, « Über den massenhaftigen Flug der Eintagsfliegen am Wolga-Fluss » (Leptophlebia und Siphlurus); N. Plotnikoff, « Hirudinea der Umgebung von Saratow » und A. Niedoschiwin, « Zur Entwicklungsgeschichte der Schwimmblase der *Clupea Kessleri* ». Alle diese Arbeiten sind in den « Arbeiten der Biologischen Wolga-Station », die, wie schon erwähnt, von 1900 an in neun Heften erschienen sind.

Abb. 4. — Der Stationsdampfer *Naturalist* im Frühlingswasser.
(Phot. von Rauschenbach.)

In dem verflossenen Sommer endlich wurden von B. Redjko die Odonatenfauna der Umgebung bearbeitet, von B. Dickson die verschiedenen Heringsarten (Clupea) und zwar namentlich ihre systematische Stellung, von W. Rauschenbach und dem Verfasser dieser Zeilen das Winterplankton der Wolga, sowie endlich von letzterem noch die Ernährung des Sterletes und Wirbellosen Fauna des Flusses Irgis — alle diese Arbeiten erscheinen zusammen mit dem Jahresbericht über das verflossene Jahr in den weiteren in Kürze erscheinenden Heften. Als besonders interessanter Fund dieses Sommers gilt das Auffinden von Limnosida in der Wolga, dieser typischen nordischen Cladocere in einem sokontinentalen Klima und undurchsichtigem verschmutzen Wasser, sowie der Fund von einem freilebenden *Polypodium hydriforme* Uss.

Die Station selbst verfügt augenblicklich über ein eigenes, dicht am Wolgaufer gelegenen Gebäude (Abb. 3). Ein grosses Laboratorium kann gut acht Personen beherbergen, ferner ein Arbeitszimmer für den Direktor, seinen Gehülfen, ein photographisches Zimmer, Bibliothek und Museumssaal mit einer Sammlung von Wolga-Organismen. Vier Mikroskope (Leitz und Hartnack), eine binokulare Lupe, Thermometer von Negretti-Zambra, Meyer'sche Schöpfflasche, Schwimmflügel von Ott, Planktonpumpe und diverse — Netze, sowie eine Anzahl am meisten der Gegend angepasster Fanginstrumente stehen zur Verfügung.

Abb. 5. — Herablassen des *Beam-Trawls.*
(Phot. von Rauschenbach.)

Gleich am Ufer liegt der Stationsdampfer « Naturalist » (Abb. 4), welcher, wenn auch nicht sehr geschwind, einem in die beliebigste Stelle der näheren Umgegend befördert und von dem aus dann das Beam-trawl (Abb. 5), das Ekman'sche-, Cori'sche-, Brut- usw. Netze ausgeworfen werden und nur selten ergebnislos zurückkehren. Seit den zwei letzten Jahren ist im unteren Stock des Stationsgebäudes eine staatliche Fischanstalt eröffnet, in der namentlich Sterleteten künstlich gezüchtet werden und es ist augenblicklich in glänzender Weise bewiesen worden, dass die künstliche Befruchtung und Zucht dieser Fische durchaus keine Schwierigkeiten macht : es leben z. B. eben 332 dieses Jahr gezüchteter Sterlete, bei einer Sterb-

lichkeit von 0 %, so dass theoretisch die Frage der Sterletzucht als erledigt angesehen werden kann.

Der verflossene Sommer war der 13, in dem hier an der Wolga biologisch gearbeitet wurde und je mehr der Schreiber dieser Zeilen sich in die Arbeit vertiefte, um so mehr neue, überaus interessante Probleme tauchten dabei auf und harren noch ihrer Lösung und Beantwortung — und wenn auch die Mittel der Gesellschaft nur gering, so ist es die Liebe zur Natur im allgemeinen und zu unserer Wolga-Mutter im speziellen, die ein weiteres fruchtbringendes Forschen sichert!

Saratow, den 27. August 1912.

QUELQUES CHIRONOMIDES NOUVEAUX DE BELGIQUE

PAR LE Dr M. GOETGHEBUER (GAND).

Dans ces dernières années, la famille des *Chironomides* a fait l'objet de nombreuses recherches qui ont porté tant sur la biologie de ces insectes que sur leur classification. Celle-ci, grâce surtout aux travaux de M. le professeur KIEFFER, a subi d'importantes modifications, nécessitées par le nombre toujours croissant des formes nouvelles. C'est par l'étude méthodique des caractères anatomiques bien définis, tels que la conformation des palpes, des yeux, des organes génitaux ♂, la présence ou l'absence de pulvilles, etc., qu'il a été possible d'établir l'existence de nombreuses espèces dont la diagnose se perdait dans les descriptions incomplètes des anciens auteurs, basées principalement sur des détails de coloration. L'observation minutieuse des premiers états des *Chironomides* a aussi contribué à la découverte de formes inconnues auparavant. C'est ainsi que M. THIENEMANN rapporte (1) que, sur un matériel de 17 espèces recueillies dans une même localité, il a trouvé 14 espèces nouvelles, soigneusement décrites par M. J. KIEFFER.

M. le professeur WILLEM (2) a observé dans les environs de Gand trois espèces nouvelles, dont les larves vivent dans le parenchyme des feuilles de plantes aquatiques.

Pour ma part, j'ai soumis à l'examen de M. J. KIEFFER une série de *Chironomides* capturés en Belgique à l'état de larves ou d'insectes parfaits et plusieurs d'entre eux sont, d'après le savant professeur de Bitche, absolument nouveaux. C'est la

---

(1) J.-J. KIEFFER und A. THIENEMANN : Neue und bekannte Chironomiden und ihre Metamorphose ; *Zeitsch. f. wiss. Ins. Biol.*, p. 99, 1908.

(2) V. WILLEM : *a*) Larves de Chironomides vivant dans des feuilles ; *b*) Une forme nouvelle de *Cricotopus*. *Bull. de l'Acad. Royale de Belg.*, Cl. des Sciences, N° 8, 1908 et N° 1, 1910.

diagnose de ces dernières espèces que j'exposerai dans le présent travail, le premier d'une série qui traitera des Chironomides de Belgique.

1.

Culicoïdes puncticollis nov. sp. (fig. 1) ♀.

Taille : 2.5 mm.

Tête petite et étroite ; front, face et vertex d'un gris pâle. Antennes de 14 articles; l'article basal est noir, les autres sont jaunâtres, offrant des poils à reflets blancs. Les articles 2-9 sont plus longs que larges; les articles 10-14 sont un peu plus longs que les précédents, environ la moitié plus longs que larges. Rostre au moins aussi long que la tête. Palpes de 4 articles : les 2 articles de la base sont allongés et environ de la même longueur; le 2me article est renflé à l'extrémité distale; les 2 derniers articles réunis atteignent la longueur du 2me, le 3me étant le plus petit. Yeux nus.

Fig. 1.

Mésonotum gris clair, fortement ponctué de noir; les points des parties latérales sont disposées en séries irrégulières transversales. Entre les points de la moitié antérieure de la région médiane du mésonotum ainsi que sur les côtés en arrière, le fond est teinté de brun de façon à déterminer l'apparence d'une bandelette obscure sur la partie médiane, bandelette qui est

raccourcie en arrière, et de 2 bandelettes latérales se prolongeant jusque près du bord postérieur du mésonotum. Parties latérales du thorax noires à duvet soyeux gris formant deux petites taches plus ou moins arrondies sur les mésopleures. Une soie à chacun des angles postérieurs du mésonotum. Scutellum gris à 10 soies courtes sur le bord postérieur. Métanotum noir offrant un duvet gris à la base. Poils du mésonotum jaunâtres.

Abdomen d'un brun noir foncé, mat, à pubescence pâle et rare, terminé par 2 courtes lamelles, élargies et noires. Ventre noir. Hanches noires ; fémurs d'un brun presque noir, genoux noirs; tibias d'un brun noir avec un anneau très étroit, blanchâtre au-dessous des genoux. Tarses jaunes avec l'extrémité distale de chaque article noire. Empodium peu développé; ongles simples, fémurs sans dents. Balanciers blancs à base obscure.

Ailes poilues, surtout à l'extrémité ; nervure sous-costale réunie à la cubitale par une nervure transversale; fourchette antérieure pétiolée, le pétiole atteignant au moins la longueur de la transversale antérieure. Ailes grisâtres à taches et bandes translucides disposées de la manière suivante : une bande translucide irrégulière, à la base; une bande irrégulière traversant presque entièrement l'aile, naissant d'une part en avant de la 2me petite cellule formée par la sous-costale et la cubitale, et aboutissant d'autre part dans l'espace anal; une bande claire commençant immédiatement après la 2me petite cellule, au bord antérieur de l'aile et s'arrêtant au rameau antérieur de la discoïdale; une 4me bande ± maculaire, un peu avant l'extrémité de l'aile, s'étendant du bord antérieur au bord postérieur. L'extrémité de l'aile est grise. Une tache noire, très distincte, couvrant la 2me petite cellule et l'extrémité de la 1re ainsi qu'une partie de la côte en avant de la 2me petite cellule. Quatre taches noires, plus pâles, sur la moitié distale de l'aile : la 1re située entre le bord antérieur et le rameau antérieur de la discoïdale; la 2me entre les deux rameaux de la discoïdale; la 3me entre le rameau postérieur de la discoïdale et le rameau antérieur de la posticale; la 4me entre les rameaux de la posticale.

J'ai pris un exemplaire ♀ de cette espèce à Destelbergen-lez-Gand, le 30 août 1912.

2.

Culicoïdes Kiefferi, nov. sp. ♀.

Taille : 2 mm. Tête noirâtre. Palpes d'un brun foncé, le 1er article grêle, le 2me épaissi, plus ou moins claviforme, de la

même longueur que le 1er article, les deux derniers réunis plus courts que la longueur de l'article précédent. Antennes à article basal noir, les autres brunâtres. Les articles 2-9 de forme ovoïde, les cinq derniers plus allongés, environ une demi-fois plus long que larges. Rostre allongé, au moins aussi long que la tête. Les poils des antennes sont jaunâtres. Yeux nus, très rapprochés l'un de l'autre en dessus. Front et vertex d'un brun foncé, le premier offrant des reflets gris en avant.

Mésonotum brun noir, mat, à pubescence d'un brun jaunâtre sur le disque et présentant de chaque côté, en avant, une tache de duvet d'un gris clair. Poils latéraux du mésonotum noirs.

A la partie postérieure du mésonotum, au devant du scutellum, se voit une zone de duvet grisâtre, au milieu de laquelle se trouvent isolées deux petites taches obscures. Scutellum et métanotum noirs.

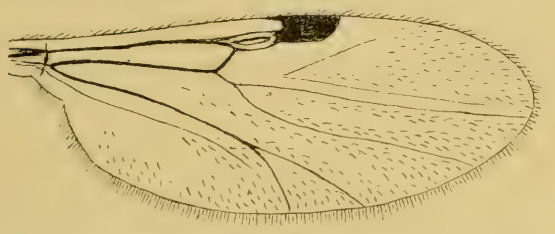


Fig. 2.

Abdomen d'un brun noir, mat. Côtés du thorax noirs. Fémurs et tibias d'un brun foncé, à genoux noirs ; les articles des tarses d'un blanc jaunâtre, avec l'extrémité de chacun d'eux étroitement noire. Métatarse n'atteignant pas la moitié de la longueur du tibia, les articles suivants diminuant progressivement de longueur. Pulvilles non développés ; ongles simples. Lamelles de l'oviducte courtes, de forme ovoïde, brun jaunâtre.

Ailes (fig. 2) blanchâtres, offrant, outre une pubescence microscopique répandue sur toute la surface de l'aile et donnant à celle-ci un aspect ponctué, une pubescence bien visible à un faible grossissement et irrégulièrement distribuée, particulièrement dense dans la 2e moitié de l'aile, près du bord postérieur et le long des nervures longitudinales. Cubitus réuni à la sous-costale par une nervure transversale.

Fourche de la discoïdale présentant un pétiole dont la longueur atteint à peu près celle de la transversale antérieure.

Rameau antérieur de la discoïdale aboutissant sensiblement à la pointe de l'aile. Bifurcations de la discoïdale et de la posticale situées à peu près l'une au-dessous de l'autre, la dernière étant plus rapprochée de l'extrémité de l'aile que la première. Une tache noire très apparente au bord antérieur de l'aile, au niveau de la 2e des petites cellules formées par la sous-costale et le cubitus.

Gand : 1 ♀ trouvée le 27 mai 1910.

3.

Bezzia tenebricosa nov. sp. ♀.

Taille : 2.5 mm. Antennes d'un brun jaunâtre à pubescence blanche ; l'article basilaire est noir, le 2e plus gros et un peu plus long que le 3e ; les articles 3-9 ovalaires, courts ; les articles 10-14 d'un tiers environ plus longs que les précédents ; les articles 12-14 plus gros que les deux précédents. Palpes d'un brun jaunâtre, le 1er article plus court que le 2e, les deux articles terminaux plus courts que le 2e et égaux entre eux ; le dernier article présente 4-5 petites soies à l'extrémité.

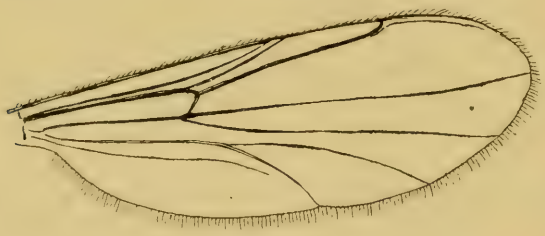


Fig. 3.

Face, front et vertex noirs. Front au-dessus des antennes à reflets d'un blanc argenté. Yeux nus. Mésonotum noir, mat, revêtu d'une pubescence très courte, grisâtre. En avant et sur les côtés, le mésonotum présente des reflets gris pâle, visibles sous un certain angle, qui délimitent une bandelette noire sur la moitié antérieure de la région médiane, ainsi qu'un point de chaque côté. Scutellum, métanotum et côtés du thorax noirs. Ces derniers offrant, en outre, des reflets gris. Abdomen étroit, noir, presque mat. Lamelles terminales très courtes, noirâtres. Ventre noir.

Fémurs noirs, étroitement jaunâtres à la base, inermes. Hanches noires à reflets gris. Tibias entièrement noirs. Tarses

d'un jaune sale, l'extrémité de chaque article noire. Ongles des tarses simples. Balanciers noirâtres à base d'un blanc sale.

Ailes (fig. 3) hyalines, assez fortement irisées ; nervures, y compris les antérieures, faiblement colorées. Surface alaire paraissant nue à un faible grossissement, mais couverte de poils très courts microscopiques. Cubitus non relié à la sous-costale par une nervure transversale, aboutissant au bord antérieur de l'aile au delà de l'union du tiers moyen au tiers distal de ce bord. Fourche discoïdale non pétiolée. Rameau antérieur de la discoïdale se terminant exactement à l'extrémité de l'aile. Extrémité de la sous-costale aboutissant au bord antérieur de l'aile, au même niveau que le rameau postérieur de la posticale au bord postérieur.

J'ai capturé deux exemplaires ♀ de cette espèce à Hockai, près du pont de la Vecquée, le 12 juin 1912.

4.

Bezzia xanthocephala nov. sp. — Goetghebuer : Rev. soc. ent., Namur, n° 11, 1911.

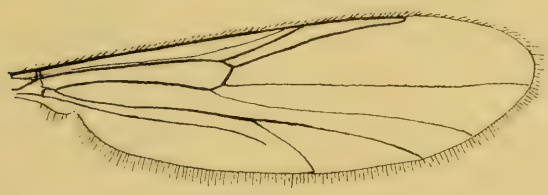


Fig. 4.

Taille : ♂ 2.5-2.8 mm. ; ♀ 3.7 mm. Tête d'un brun obscur. Antennes ♂ à article basal noir, les autres jaunes ; le 2e article plus gros que les suivants, présentant deux verticilles de longs poils. Les articles 3-5 presque globuleux, les suivants augmentant progressivement de longueur jusqu'au 11e ; chacun des articles 3-11 portant un verticille de longs poils ; les 3 derniers articles plus de deux fois aussi longs que larges, de forme ovale allongée et n'offrant qu'une pubescence courte. Antennes ♀ d'un brun jaunâtre, 2e article plus long que le 3e, mais pas plus gros que celui-ci ; tous les articles plus longs que larges ; les 5 derniers au moins deux fois aussi longs que larges. Palpes courts, de 4 articles : le 1er de moitié plus court que le 2e, le 3e d'un

tiers plus court que le 2e, le 4e de même longueur que le 3e, mais plus étroit et terminé par 5 ou 6 soies. Rostre plus court que la tête. Yeux nus.

Mesonotum d'un noir un peu luisant à courte pubescence jaunâtre, clairsemée chez le ♂, très serrée et masquant complètement la teinte des téguments chez la ♀, de sorte que le mésonotum semble mat et de couleur fauve foncé. Quelques soies raides, noires, au-dessus de la racine des ailes. Côtés du thorax et métanotum de la même coloration que le mésonotum. Scutellum de couleur fauve dans les deux sexes, garni de plusieurs soies noires au bord postérieur. Abdomen d'un brun noir luisant, à soies peu nombreuses chez le ♂, de couleur café au lait chez la ♀.

Premier article de la pince ♂ assez épais, d'un brun foncé; le 2e article courbe, noir. Pattes entièrement jaunes, avec les genoux, l'extrémité des tibias et des articles des tarses noirs; les 2 derniers articles des tarses ♀ souvent en totalité noirs. Métatarse un peu plus long que la moitié du tibia; le 2e article atteint à peu près le tiers de la longueur du métatarse; le 3e égale à peine la moitié de la longueur du 2e; le 4e très court et élargi; le 5e plus long que le 3e.

Fémurs antérieurs armés de deux dents seulement, aussi bien chez le ♂ que chez la ♀; les autres fémurs inermes. Ongles des tarses simples chez le ♂, dentés du côté interne chez la ♀. Ailes (fig. 4) paraissant nues, mais couvertes de poils microscopiques, visibles seulement à un fort grossissement. Cubitus non relié à la sous-costale par une nervure transversale. Sous-costale aboutissant au delà de la moitié du bord de l'aile; cubitus se terminant bien au delà de l'union du tiers moyen au tiers distal de l'aile, surtout chez la ♀. Fourche discoïdale non pétiolée. Fourche de la posticale plus rapprochée de l'extrémité de l'aile que la transversale antérieure. Balanciers jaunâtres.

J'ai trouvé la larve de cette espèce en grandes quantités dans les fossés des environs de Gand. Les éclosions m'ont donné régulièrement deux tiers de femelles en plus que de mâles J'ai rencontré l'imago à Tronchiennes.

Cette espèce est voisine de *B. solstitialis* Winn. Le ♂ ressemble beaucoup à celui de l'espèce citée; il se reconnaît facilement au scutellum et aux tibias qui sont entièrement jaunes. Le mesonotum de coloration uniforme, l'abdomen de couleur café au lait, le scutellum et les pattes jaunes, sans ombres noires sur les

fémurs et les tibias, différencient à première vue *B. xanthocephala* ♀ de *B. solstitialis* ♀. Chez cette dernière espèce il y a toujours plus de deux épines (au moins chez les nombreux exemplaires que j'ai examinés) aux fémurs antérieurs.

5.

Trichocladius montivagus nov. sp. (fig. 5).

Taille : ♂ 4,5 mm. ; ♀ 3,5 mm. Tête jaune ; vertex et arrière de la tête bruns. Antennes : ♂ 1er article noir, les suivants d'un vert olive foncé ; poils du panache noirs ; les articles 2-13 plus

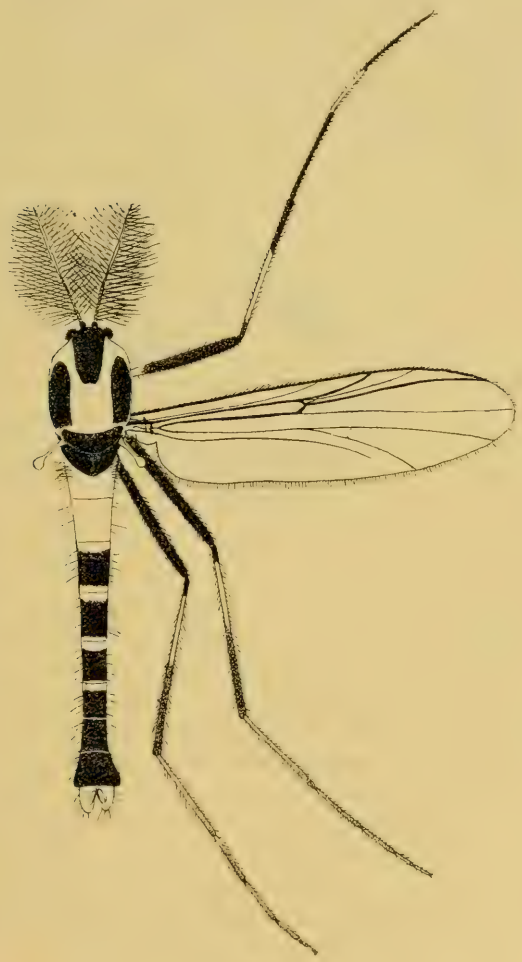


Fig. 5.

larges que longs, le 14e plus long que les autres réunis; ♀ le 2e article à peu près aussi long que les deux suivants réunis; les suivants ovoïdes; le 6e presque égal aux trois précédents réunis et effilé. Palpes d'un vert olive de 4 articles : le 1er très court, le 2e claviforme plus long que le 1er et de même longueur que le 3e; le 4e au moins un tiers plus long que les deux précédents et plus mince que ceux-ci. Yeux densément poilus.

Thorax jaune. Mésonotum à trois bandes noires, luisantes; la bande médiane raccourcie en arrière, les bandes latérales raccourcies en avant. Scutellum, métanotum, une tache sur les mésopleures, majeure partie du mésosternum, noirs.

Abdomen : chez le ♂, les deux premiers segments sont d'un jaune verdâtre; les segments III-VIII noir mat; les segments III et IV sont bordés de jaune verdâtre en avant et en arrière, les V et VI à la base seulement. La pince génitale est d'un jaune serin, composée de chaque côté d'un article basal sur lequel s'insère l'article terminal, petit et claviforme. Chez la ♀, les deux premiers segments sont d'un jaune verdâtre, les autres sont noirs, étroitement bordés de pâle. Le bord jaune verdâtre est surtout marqué à la base des segments VI et VII et s'étend sur les côtés, où il forme une tache triangulaire. Ventre jaunâtre.

Pattes : hanches antérieures jaunes; fémurs antérieurs noirs, à base étroitement jaune; tibias antérieurs noirs avec un anneau blanc dans leur moitié basale; le 1er article des tarses antérieurs est noir, le 2e blanc avec l'extrémité distale étroitement noire; les articles 3-5 d'un brun foncé. Pattes intermédiaires et postérieures : hanches noires; trochanters jaunes, base des fémurs très étroitement jaune, le reste noir; tibias colorés comme les tibias antérieurs; les articles des tarses d'un brun jaunâtre. Empodium filiforme, pulvilles nuls Les tibias antérieurs sont d'un tiers plus longs que le 1er article des tarses; le 2e article atteint la moitié du 1er environ. Tibias postérieurs à peu près du double de la longueur du 1er article des tarses; le 2e article atteint la moitié de la longueur du 1er article. Les tibias et les tarses ne sont pas frangés. Balanciers jaune pâle à base brunâtre.

Ailes nues; les nervures antérieures et la côte d'un brun verdâtre, les autres presque incolores. Nervure auxiliaire aboutissant au delà de la transversale antérieure. La sous-costale ainsi que le cubitus forts; la radiale, l'auxiliaire, la moitié terminale de la discoïdale et la posticale faibles. La discoïdale aboutit un peu au-dessous de la pointe alaire. Sous-costale se terminant au

bord de l'aile au même niveau que l'extrémité du rameau postérieur de la posticale. Bord costal dépassant un peu l'extrémité du cubitus.

J'ai capturé 2 ♂ et de nombreuses ♀ à Hockai (Liége), le 12 juin 1912.

6.

Chironomus formosus nov. sp.

Taille : 6,5-7 mm. Antennes : ♂ à article basal jaune, les suivants brunâtres, le 14e du double plus long que les suivants réunis; poils du panache gris. ♀ entièrement jaunes ; articles 2 5 allongés, leur longueur mesurant environ trois fois leur largeur; le dernier aminci, une demi-fois plus long que le précédent; chacun des articles 2-5 est garni d'un verticille de longs poils. Palpes (fig. 6) : 1er article court, les autres très allongés, le 2e à peu près d'un quart plus long que le 3e, tous deux un peu élargis et densément poilus; le 4e plus long que le 3e. Face et front jaunes. Yeux glabres.

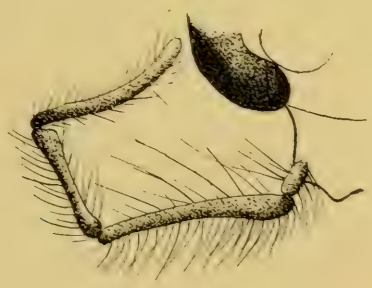


Fig. 6.

Mésonotum entièrement d'un noir luisant ainsi que le scutellum et le métanotum. Abdomen garni de poils jaunes; chez le ♂ les segments I-V de coloration vert clair, les trois derniers segments sont noirs; chez la ♀ les deux premiers segments seuls sont d'un vert clair, les autres d'un brun noirâtre. Pince génitale ♂ noire, les articles terminaux sont allongés, aplatis et élargis, les appendices intermédiaires dorsaux sont très courts de même que les appendices crochus ventraux (fig. 7). Hanches antérieures d'un blanc jaunâtre; les hanches intermédiaires et postérieures sont noires à extrémité distale blanche; trochanters blancs; fémurs noirs à base étroitement blanche; tous les tibias entièrement noirs. Les articles des tarses sont blancs, sauf le

dernier, qui est noirâtre. Métatarse antérieur d'un cinquième plus long que le tibia; les articles 2 et 3 presque égaux; le 4e est d'un quart plus court que le 3e. Tarses antérieurs non frangés. Pulvilles à peu près de la moitié de la longueur des ongles; empodium bien développé. Les tibias intermédiaires et postérieurs sont garnis de longs poils et sont munis d'un peigne.

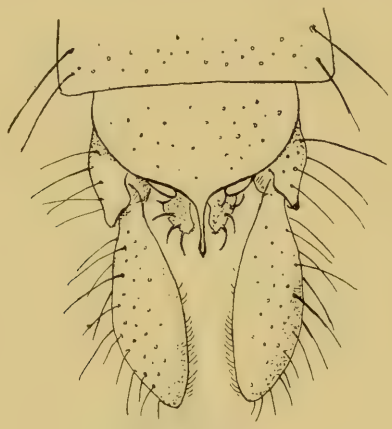


Fig. 7.

Ailes blanchâtres à nervures d'un brun jaunâtre. Nervure auxiliaire dépassant notablement le niveau de la transversale, qui n'est pas teintée d'obscur; sous-costale aboutissant plus près de l'extrémité du cubitus que de l'auxiliaire; cubitus se terminant tout près du sommet de l'aile; extrémité postérieure de la transversale un peu moins éloignée de la racine de l'aile que la bifurcation de la posticale. Balanciers blanchâtres.

Cette espèce est voisine de *Ch. pedellus* Degeer et de *Ch. pedestris* Meig, mais diffère de ces espèces par les détails de coloration et par la conformation de la pince génitale ♂.

Ch. formosus se rencontre en abondance dans la vallée du Rabais, aux environs de Virton, et à Buzenol, au mois de juin et au commencement de juillet. Ces jolis insectes exécutent leurs danses aériennes en plein jour, de préférence à l'ombre des branches de sapin. Les larves vivent dans l'eau courante, entre les racines des plantes aquatiques.

Travail fait au Laboratoire de zoologie de l'Université de Gand.

L'APPAREIL STRIDULATOIRE

DE

L'HYDROPHILUS PICEUS

ET CELUI DU

BEROSUS AERICEPS

par FRANK PROCHER.

Lorsqu'on saisit un Hydrophile, l'insecte fait souvent entendre un grincement. Voici ce qu'écrit, à ce sujet, Schmidt-Schwedt (1) :

« Ergriffen, etwa mit der Pincette an den Beinen, und zwar nur dann, lässt er einen knirschenden Ton hören... Über die Lage der tonerzeugenden Stellen vermag ich trotzdem keine sicheren Angaben zu machen ».

Il y a déjà quelques années que j'ai découvert comment cette stridulation est produite ; j'avais alors jugé la chose de trop minime importance pour en faire le sujet d'une note.

Mais, dans un travail récent, Balfour-Browne déclare, lui aussi, n'avoir pu réussir à comprendre comment l'*Hydrobius fuscipes* stridule. Voici comment il s'exprime :

« During courtship the male keeps ut a faint but distinct stridulation... I can find no stridulating file. The noise is not produced by the rubbing of the tips of the elytra against the abdominal tergites, as these régions are quite smooth (2) ».

Cela m'a décidé à publier cette courte note sur l'organe stridulatoire de l'Hydrophile.

---

(1) SCHMIDT-SCHWEDT, « Kerfe und Kerflarven » in ZACHARIAS, *Thier- und Pflanzenwelt des Süsswassers*, 1891, t. II, p. 67.

(2) Frank BALFOUR-BROWNE, « Life History of *Hydrobius fuscipes* », ex. *Trans. Roy. Soc. of Edimbourg*, 1910, vol. XLVII, part. II, pp. 324, 325.

Je ferai d'abord remarquer que ce que Browne raconte de l'Hydrobius peut aussi s'appliquer à l'Hydrophile.

En effet, cet insecte ne stridule pas seulement quand on le saisit, comme le dit Schmidt-Schwedt.

Au printemps, le mâle s'accroche à la femelle, au moyen de ses pattes antérieures, et les deux insectes nagent ainsi, ou demeurent au repos, pendant des heures entières, en stridulant à peu près continuellement — c'est, du moins, ce que j'ai observé sur des sujets en captivité.

Lorsqu'on examine un Hydrophile vivant, on constate que la face interne de l'élytre est doublée d'une mince peau molle, luisante et transparente.

Au tiers antérieur de l'élytre et près du bord externe, cette membrane présente, à un endroit, une boursouflure fusiforme, molle, assez saillante, de couleur blanchâtre. Entre cette boursouflure *b* et le bord externe de l'élytre, on remarque une petite place, de forme ovale, de couleur brune mate, dont le fond paraît dépoli (fig. 1, *a*).

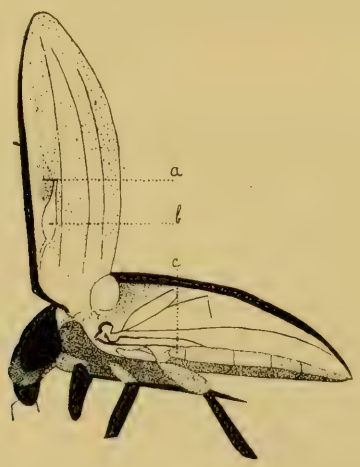


Fig. 1.

Pour striduler, l'Hydrophile frotte le bord latéral de son deuxième segment abdominal *c*, — bord qui est plus ou moins rugueux — contre la place dépolie de l'élytre.

Pour justifier cette opinion, je ne mentionnerai que les deux expériences suivantes :

Expérience I. — On enlève, à un Hydrophile, les deux ailes

et on découpe les élytres de telle manière qu'il n'en reste que le bord externe jusques et y compris la place ovale dépolie (fig. 2).

Arrangé de cette manière, l'Hydrophile peut encore striduler. Il stridule mal, cela est vrai ; mais il stridule.

Expérience II. — On gratte la place dépolie ou, ce qui est préférable, on perce dans les deux élytres un trou correspondant à cette place ; les ailes restent intactes (fig. 3).

Fig. 2.

Fig. 3.

A la suite de cette opération, l'Hydrophile ne stridule plus. Lorsqu'on le taquine, on le voit agiter, au fond du trou, le bord du deuxième segment abdominal.

J'ignore si tous les Hydrophilidés possèdent un organe semblable. Mais, j'ai constaté que, chez le *Berosus œriceps*, cet organe existe et qu'il est plus perfectionné que celui de l'Hydrophile.

Chez le Berosus, on observe, au bord latéral du deuxième segment abdominal, une plaque chitineuse fusiforme qui présente une série de crêtes transversales.

La partie de l'élytre, contre laquelle cette plaque frotte, possède une petite région rugueuse de couleur mate. La rugosité est constituée par une quantité de petites dents, qu'on ne distingue qu'à l'aide d'un objectif assez puissant (Leitz, nº 5).

Vandœuvres (Genève).

MARINE BIOLOGICAL LAB. WOODS HOLE LIBRARY

RECHERCHES

SUR LA

RESPIRATION DES INSECTES AQUATIQUES

LE CYBISTER

par Frank BROCHER

Dans le travail que j'ai publié en 1910, je n'ai étudié la respiration des Dyticidés qu'au moyen d'expériences physiologiques, sans faire de recherches spéciales sur l'anatomie du système respiratoire de ces insectes. Je n'ai, du reste, obtenu de résultats précis, positifs et certains qu'avec le Cybister.

Depuis lors, j'ai étudié le système trachéen de l'Hydrophile et, à titre de comparaison, j'ai examiné aussi, mais plus superficiellement, celui de divers insectes, entre autres celui de plusieurs Dyticidés.

J'ai constaté que, chez le Cybister, la conformation des stigmates et des trachées, ainsi que la distribution de celles-ci, diffèrent de ce que l'on observe chez les autres représentants de cette famille.

Chez le Cybister, les stigmates abdominaux de la dernière paire sont les seuls qui possèdent un appareil protecteur pouvant servir à filtrer l'air ; les autres stigmates abdominaux en sont privés.

En outre, fait tout aussi important, les stigmates abdominaux des deux dernières paires sont pourvus d'une *trachée tubulaire spéciale*, de grand calibre, que j'ai pu suivre jusqu'au métathorax. Cette trachée est contiguë à celle qui dessert les autres stigmates abdominaux, qui, elle, est une *trachée flasque*. Ces deux trachées sont réunies vers chaque stigmate par une courte anse qui, sauf aux deux derniers segments, est rabougrie et plus ou moins atrophiée (perméable ?).

Cette disposition confirme mon opinion : que, chez cet insecte, l'inspiration a lieu par les stigmates de la dernière paire et que l'expiration se fait par l'intermédiaire des autres stigmates abdominaux.

Je désirerais beaucoup pouvoir étudier plus à fond l'organisation — qui me paraît remarquable — du système trachéen de cet insecte. Malheureusement, pour cela, il faut du matériel et le Cybister n'est pas commun dans la contrée où j'habite. C'est pourquoi je serais reconnaissant envers les naturalistes, qui auraient l'obligeance de m'envoyer quelques-uns de ces insectes *vivants*, ne fût-ce que par unités.

Vandœuvres (Genève).

ZOOLOGICAL LABORATORY

RECHERCHES

SUR LA

Respiration des Insectes aquatiques adultes

L'HYDROPHILE

Etude physiologique et anatomique

par Frank BROCHER

J'ai publié, en 1908, dans le *Bull. de la Soc. Zoologique de Genève* (1), mes premières recherches sur l'Hydrophile.

J'étais arrivé à conclure que les stigmates prothoraciques, seuls (2), sont utilisés pour l'inspiration, lorsque l'Hydrophile est dans l'eau et qu'il fait communiquer (par l'intermédiaire d'une de ses antennes) la couche d'air qui revêt la face ventrale de son corps avec l'air atmosphérique. Les autres stigmates, dans les conditions données, servent pour la sortie de l'air expiré.

Voici les trois principales expériences qui m'ont amené à énoncer cette proposition.

Expérience I. — Je touche avec un fin pinceau, imbibé d'huile, les stigmates seuls (3), qui sont situés dans la peau molle qui unit le prothorax au mésothorax.

---

(1) *Bull. Soc. zool. de Genève*, t. I, pp. 189-194.

(2) Voir plus loin, p. 223.

(3) Il faut avoir grand soin de ne toucher que les stigmates et de laisser intacts les poils des régions hydrofuges avoisinantes ; il faut donc que le pinceau ne soit chargé que de peu d'huile. D'autre part, comme ces stigmates sont d'assez grande dimension et d'un accès difficile, — surtout leur moitié antérieure, — il est bon de répéter l'opération, deux ou trois fois, à une heure d'intervalle, afin qu'il y ait suffisamment d'huile pour que celle-ci puisse se répandre sur tout le stigmate.

Seule l'huile m'a donné de bons résultats. J'ai essayé de condamner ces stigmates avec de la vaseline ou avec de la cire chaude, mais je n'ai eu que des insuccès. Ces deux corps sont trop peu fluides ; ils n'arrivent pas à la partie antérieure du stigmate.

Si l'on conserve l'Hydrophile hors de l'eau, il survit à cette opération qui, cependant, même dans ce cas, lui procure de l'angoisse. Mais, si l'on met l'insecte à l'eau, il meurt fatalement en moins de vingt-quatre heures.

Par cette opération, l'Hydrophile se trouve privé de l'usage des stigmates pro-mésothoraciques *seuls*.

Le revêtement hydrofuge du corps, ainsi que tous les autres stigmates, sont intacts et peuvent fonctionner Or, cette expérience nous montre que l'intégrité des stigmates pro-mésothoraciques est indispensable pour que la respiration puisse se faire.

Expérience II. — Je détruis, en le raclant, le revêtement de poils hydrofuges du mésothorax.

Les conséquences de cette opération sont inverses de celles de la précédente. Les stigmates pro-mésothoraciques seuls restent en relation avec l'atmosphère, par l'intermédiaire du revêtement hydrofuge du prothorax; mais la communication avec l'air atmosphérique est coupée pour tous les autres stigmates.

L'Hydrophile ne paraît pas incommodé par cette opération; j'en ai conservé, dans de telles conditions, pendant près de deux mois, et je les ai tués, au bout de ce temps, alors qu'ils étaient en bonne santé. On constate que, chez ces insectes, lors de l'expiration, la couche aérienne du métathorax et de l'abdomen augmente; souvent, il s'en détache une bulle qui monte à la surface (1).

Nous pouvons donc conclure de cette expérience que, lorsque l'Hydrophile ne peut inspirer que par les stigmates pro-mésothoraciques et que les autres stigmates ne peuvent être utilisés que pour l'expiration, l'insecte ne paraît pas incommodé et, qu'en tout cas, il vit parfaitement bien dans ces conditions.

Nous allons voir, maintenant, ce qu'il arrive, lorsqu'on rend l'expiration impossible par les stigmates abdominaux (et métathoraciques).

Expérience III. — Pour cela, on dépose sur l'ouverture de ces stigmates une parcelle de cire, que l'on fait fondre en en approchant une aiguille chauffée. L'obturation, dans ce cas, est définitive (2).

L'Hydrophile ne semble pas incommodé lorsqu'il est privé de l'usage de quelques-uns seulement de ses stigmates abdominaux.

---

(1) On observe *parfois* ce phénomène chez les Hydrophiles intacts.

(2) Il est préférable de ne pas boucher tous les stigmates en une fois; on peut, par exemple, en boucher une paire chaque jour.

Mais, lorsqu'on obture les douze stigmates de l'abdomen, l'insecte en souffre et paraît malade; toutefois, il n'en meurt pas. Au bout de quelques jours, l'Hydrophile devient très apathique; il flotte immobile contre la surface de l'eau, ne bougeant guère que lorsqu'on le taquine; mais il peut vivre ainsi pendant plusieurs semaines. J'en ai conservé, dans ces conditions, pendant plus d'un mois et les ai tués au bout de ce temps.

J'ai obtenu un résultat semblable avec un Hydrophile auquel j'avais réussi à boucher, en outre, les stigmates métathoraciques (1) (ce qui est difficile). On est donc forcé d'admettre qu'à la rigueur les stigmates pro-mésothoraciques peuvent suffire, à eux seuls, pour le fonctionnement de la respiration, l'inspiration et l'expiration se faisant par leur intermédiaire.

Donc, lorsque l'Hydrophile peut utiliser ses stigmates pro-mésothoraciques, mais qu'il ne peut plus expirer par ses autres stigmates, il devient extrêmement apathique et paraît malade; mais cet état n'amène pas nécessairement la mort.

De ces expériences nous pouvons conclure, je crois, que, lorsque l'Hydrophile respire à la surface de l'eau, l'air inspiré suit le chemin : antenne, prothorax, stigmates pro-mésothoraciques. Puis, après avoir circulé dans les trachées, il est expulsé par les stigmates métathoraciques et par ceux de l'abdomen. Il déborde sous les élytres, se répand sur la face ventrale du corps, où il adhère aux poils hydrofuges; ensuite, il arrive au prothorax et s'échappe par l'intermédiaire de l'antenne qui est en contact avec l'atmosphère (fig. I).

L'Hydrophile étant un insecte de grande taille, dont la dissection est possible, j'ai été curieux de savoir si la conformation des stigmates et la disposition anatomique du système trachéen confirment ces déductions physiologiques.

C'est ce que j'ai étudié dans ce nouveau travail.

---

(1) Voir p. 224.

PREMIÈRE PARTIE.

Etude anatomique du système respiratoire.

A. — Stigmates.

L'Hydrophile possède huit paires de stigmates; ils appartiennent à quatre types différents.

Nous serons fort bref à leur sujet, car les figures que nous donnons remplacent avantageusement une description détaillée.

Le *premier type* n'est représenté que par les stigmates qui sont situés dans la peau molle qui unit le prothorax au mésothorax (s^1, fig. XIII).

Figure I. **— Hydrophile ♂, respirant à la surface de l'eau. Ligne en trait plein : trajet de l'air inspiré de l'atmosphère jusqu'au stigmate pro-mésothoracique; ligne en trait interrompu : trajet de l'air inspiré dans les trachées; ligne en pointillé : chemin parcouru par l'air expiré.**

Dans notre premier travail, nous avions appelé ces stigmates « stigmates prothoraciques »; mais, les auteurs les désignant plutôt par le nom de « stigmates mésothoraciques », nous leur donnerons, dans ce travail, le nom de « stigmates *pro-mésothoraciques* ».

Ces stigmates sont de forme ovale allongée; leur grand diamètre atteint presque une longueur de $2^{mm}5$ (fig. II).

Ils sont composés : 1° extérieurement, d'un appareil de protection et, 2° derrière celui-ci, de l'ouverture proprement dite,

pourvue d'un clapet. On peut comparer cette conformation à celle de la bouche de l'homme, qui a une première ouverture, formée par les lèvres garnies de moustaches, et, derrière elle, une seconde ouverture formée par les mâchoires.

L'appareil de protection est constitué, à chaque lèvre, par une rangée de prolongements ciliés, assez longs et rapprochés les uns des autres; ils sont inclinés sur le stigmate et se rencontrent avec ceux de la lèvre opposée; voir *b c*, fig. II, IV et V.

Si l'on enlève ces prolongements (fig. III), on met à découvert le clapet *d*, qui sert à fermer l'ouverture. Ce clapet est mû par un muscle *m*; lorsque celui-ci se contracte, le clapet s'abaisse et empêche toute communication entre la trachée *f* et l'air atmosphérique (voir les schémas fig. IV et V).

Le *deuxième type* n'est représenté que par les stigmates *métathoraciques*.

Parmi les auteurs qui se sont occupés de la respiration de l'Hydrophile, aucun, à ma connaissance, n'a mentionné ces stigmates, qui, du reste, sont difficiles à trouver.

Ils sont situés au fond du sillon qui, partant de la cavité cotyloïde des hanches médianes, sépare le mésothorax du métathorax; soit au point s^2 de la fig. XIII. Il faut soulever l'épimère métathoracique pour les apercevoir.

La conformation de ces stigmates est extrêmement simple; ils n'ont ni appareil de protection, ni appareil compliqué de fermeture. Ils sont composés de deux lames chitineuses faiblement arquées, en forme de lèvres, placées en face l'une de l'autre; leur longueur atteint 3 millimètres. Un petit muscle, grâce à une disposition ingénieuse (que l'on comprendra aisément en regardant la fig. VI A) rapproche celles-ci l'une de l'autre, lorsqu'il se contracte.

Le *troisième type* n'est représenté que par les stigmates de la *première paire abdominale* (s^3, fig. XVII).

Ces stigmates sont un peu plus petits que ceux que nous avons examinés jusqu'à présent. Ils sont situés dans la peau molle qui, à la face dorsale, unit le métathorax au premier segment abdominal. Ils font donc partie des stigmates abdominaux-dorsaux, qui sont cachés par les ailes et les élytres.

Leur ouverture a la forme d'un ovale très allongé; ses bords ont une certaine épaisseur, car ils sont constitués par une lame

chitineuse annulaire, *cc'* fig. VII, — en forme de lien de serviette, — qui, par l'élasticité de ses parois, maintient l'ouverture béante (1). Au tiers externe de la paroi postérieure, cette lame chitineuse — vue de l'intérieur du stigmate — présente une dépression allongée, qui forme à l'extérieur une apophyse creuse *d*, à laquelle s'insère l'une des extrémités du muscle fermeteur *m*. L'autre extrémité de ce muscle s'insère sur la lame chitineuse elle-même, vers l'angle externe du stigmate (fig. VII, VIII, IX).

Lorsqu'il se contracte, le muscle, agissant sur l'apophyse comme sur un levier, courbe la lèvre postérieure et l'applique contre la lèvre antérieure (2).

Figure II. — Stigmate pro-mésothoracique droit. Les lettres ont la même signification pour les figures II, III, IV et V; sur toutes ces figures le clapet est représenté ouvert.

a, bord postérieur du prothorax; *b*, prolongement cilié de la lèvre antérieure; *c*, prolongement cilié de la lèvre postérieure; *d*, le clapet; *e*, lame chitineuse sur laquelle s'appuie le clapet, lorsqu'il est fermé; *f*, trachée; *m*, muscle abaisseur du clapet.

Sur les figures II et III, le stigmate a été tiré un peu en arrière du prothorax; sur les figures IV et V, ses rapports avec celui-ci sont exacts. On voit que le stigmate est recouvert par le bord postérieur du prothorax.

On peut considérer ces stigmates comme étant dépourvus d'appareil protecteur. Les bords de l'ouverture sont bien garnis de poils et il y a même quelques courts prolongements ciliés,

(1) On donne le nom de péritrème à la lame chitineuse qui constitue les parois de l'ouverture des stigmates.

(2) Vu la dimension de ces stigmates et leur accès relativement facile, on peut, sur un Hydrophile vivant, en sectionner le muscle fermeteur. Le stigmate reste alors béant. L'insecte supporte cette opération; au bout de quelques jours, il s'affaiblit et devient apathique; mais il peut vivre ainsi plusieurs semaines.

mais les uns et les autres sont insuffisants pour protéger l'entrée du stigmate, lorsque celui-ci est ouvert.

Les *stigmates des cinq dernières paires* (s^4, s^5, etc., fig. XVII) représentent le *quatrième type*. Ils sont tous plus petits que ceux des trois premières paires; en outre, leur dimension diminue et leur forme devient d'autant plus arrondie qu'ils sont plus rapprochés de l'extrémité postérieure du corps.

Ce sont les seuls stigmates que Krancher, Landois et Thelen aient observés, chez l'Hydrophile (1), et ce sont ceux qui, le plus souvent, sont cités, dans les livres, comme type, pour la description schématique d'un stigmate.

La lèvre antérieure (*b*, fig. X), seule, est pourvue de prolongements ciliés, recouvrant en entier l'ouverture et servant d'appareil protecteur.

Figure III. — Stigmate pro-mésothoracique droit, auquel on a enlevé les prolongements ciliés.

A la lèvre postérieure, la lame chitineuse (périmètre) présente deux dépressions, en forme de dé à coudre, qui constituent deux apophyses creuses *a*. Le muscle fermeteur *m* s'insère par ses extrémités à chacune de ces apophyses. Lorsqu'il se contracte, il les rapproche l'une de l'autre, ce qui plie la lèvre postérieure et l'applique contre la lèvre antérieure ; le stigmate est alors fermé (fig. X, XI, XII).

Nous ferons remarquer la disproportion qu'il y a entre la dimension des stigmates abdominaux et la puissance de leur appareil d'occlusion : grandeur et forme des apophyses, volume du muscle et manière dont celui-ci agit. L'appareil d'occlusion des stigmates abdominaux est plus puissant que celui des autres stigmates, surtout que celui des stigmates s^1 et s^2.

(1) Landois et Thelen, « Der Tracheenverschluss bei den Insecten », *Zeitschrift für Wissenschaft Zoologie*, 1867, Bd XVII.

Krancher, « Bau der Stigmen bei den Insecten », *Zeitschrift für Wissenschaft Zoologie*, 1881, Bd XXXV.

B. — *Trachées.*

Le but de ce travail étant principalement de chercher à comprendre la mécanique respiratoire de l'Hydrophile (le fonctionnement physique de la respiration), j'ai étudié la disposition des trachées dans les trois segments thoraciques et dans l'abdomen. Je ne me suis pas occupé des trachées de la tête, ni de celles des membres, car elles ne peuvent avoir qu'une importance secondaire pour l'objet de cette étude, tel que je l'ai défini.

Ainsi limité, le travail était encore suffisant, car tout était à faire.

En effet, pour pouvoir décrire la distribution des trachées, il faut connaître la myologie et, pour comprendre celle-ci, il faut commencer par étudier le squelette chitineux interne. Toutefois, dans ce travail, je n'ai figuré et je ne mentionnerai que ce qui est indispensable pour l'exposé du sujet (1).

Lorsque j'ai commencé ces recherches, il n'existait, à ma connaissance, que trois travaux sur l'anatomie du système musculaire des insectes imagos : l'anatomie du Hanneton de Straus, le mémoire partiel de Luks et le livre, plus élémentaire, de Miall (2). Quant à la description anatomique du système trachéen chez les insectes imagos, à part les ouvrages que je viens d'indiquer, de Straus et de Miall, il n'y avait rien.

Ce n'est que lorsque j'eus fini mes dissections et lorsque j'étais en train de rédiger ces notes, que j'ai pu prendre connaissance du travail de Bauer et de celui de Alt, qui venait de paraître (3).

Du reste, si, d'une manière générale, on peut assez facilement comparer le système musculaire de l'Hydrophile à celui du Dytique ou à celui du Hanneton, tels que les ont décrits Bauer et Straus, je dois dire que, si le système trachéen de l'Hydro-

---

(1) Ce qui veut dire qu'il ne faut pas s'attendre à trouver ici une description complète de l'anatomie et de la myologie des régions de l'Hydrophile que nous étudierons.

(2) Straus-Durkheim, *Considérations sur l'anatomie des animaux articulés, auxquelles on a joint l'anatomie descriptive du Hanneton*, Paris, 1828.

C. Luks, « Ueber die Brustmuskulatur der Insecten », *Jen. Zeitschr. für Naturwiss.*, Bd XVI, 1883.

Miall and Denny, *The Cockroach*, London, 1886.

(3) Bauer, « Die Muskulatur von *Dytiscus marginalis* », *Zeitschrift für Wissenschaft Zoologie*, Bd XCV, Heft 4, 1910.

Alt, « Ueber das Respirationsystem von *Dytiscus marginalis* », *Zeitschrift für Wissenschaft Zoologie*, Bd XCIX, Heft 3, 1912.

phile ressemble un peu à celui du Dytique, il diffère passablement de celui du Hanneton, tel que l'a décrit Straus.

Les auteurs qui traitent du système trachéen des insectes ne mentionnent que deux sortes d'organes : les trachées p. p. d. ou tubulaires et les vésicules aériennes ou trachées vésiculaires.

Nous avons observé une telle diversité de conformations dans le système trachéen de l'Hydrophile qu'il nous est impossible de nous contenter d'une division aussi sommaire.

Lorsque nous emploierons le nom de *trachée*, sans aucun qualificatif, il s'agira toujours des *trachées p. p. d.* ou *tubulaires*, c'est-à-dire de celles dont les parois contiennent un fil chitineux dont l'élasticité est suffisante pour rendre les parois résistantes. Sur un insecte frais, ces trachées ont l'apparence de petits tubes argentés; elles ont généralement une forme cylindrique et, lorsqu'on les sectionne, elles restent béantes.

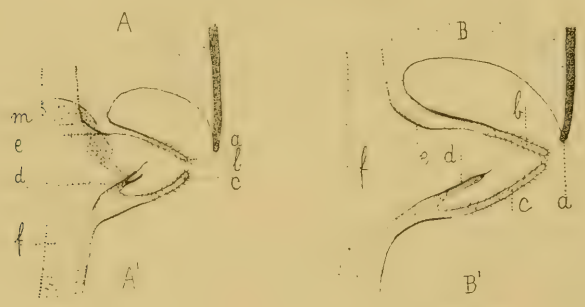


Fig. IV. Fig. V.

Figure IV. — **Coupe transversale d'un stigmate pro-mésothoracique, passant par la ligne AA de la figure II. Le muscle *m* est à un plan postérieur à celui de la section.**

Figure V. — **Coupe transversale d'un stigmate pro-mésothoracique, passant par la ligne BB de la figure II.**

Mais il y a des trachées dont le fil chitineux des parois — quoique encore visible — est atrophié et a perdu à tel point son élasticité que, lorsque la trachée est sectionnée, les parois de celle-ci s'affaissent les unes sur les autres. Nous appellerons ces trachées : *trachées flasques*; elles sont fort difficiles à observer dans les dissections. En effet, certaines d'entre elles ne peu-

vent être vues que sur des insectes frais(1) et seulement tant que les parois de la trachée sont distendues par l'air qui y est contenu. Si l'on a le malheur de blesser la trachée, l'air s'en échappe, les parois s'affaissent et la trachée flasque se rétracte sur elle-même.

Elle prend l'aspect d'un petit cordonnet blanchâtre, qui se confond avec les autres tissus et que l'on ne peut pas supposer être une trachée (2).

Nous devons encore faire une autre distinction.

Nous appellerons *trachée simple*, une trachée qui se ramifie comme le font les branches d'un arbre, c'est-à-dire qui a un tronc principal qui se divise en rameaux secondaires qui, eux-mêmes, produisent des ramuscules plus petits.

Mais tel n'est pas toujours le cas. Du tronc de certaines trachées se détachent un si grand nombre de ramuscules que ceux-ci sont contigus et parallèles les uns aux autres, comme le sont les poils d'une brosse. Il en résulte que la paroi de la trachée est criblée d'une telle quantité de petits orifices que — vue de l'intérieur de la trachée — cette paroi ressemble à une écumoire. Nous appellerons ces trachées : *trachées en écumoire* (voir fig. XVI).

Enfin, la trachée, tout en conservant sa structure de trachée tubulaire, peut se dilater un peu ou beaucoup. Dans le premier

---

(1) Ou conservés par le procédé que nous allons indiquer.

(2) Je veux indiquer ici un procédé qui m'a donné d'excellents résultats pour la dissection et pour l'étude des muscles et des trachées.

L'insecte est anesthésié par l'éther. Lorsqu'il est mort, je lui ampute les membres, je lui fends la paroi dorsale de l'abdomen — ou j'enlève complètement celui-ci — et je laisse le sang s'écouler. Ensuite, je suspends le corps dans un bocal hermétiquement fermé, au fond duquel j'ai versé quelques centimètres cubes de formol à 40 p. c. Le corps se trouve donc à sec, mais au sein de vapeurs formolées.

On le laisse ainsi pendant deux jours. Passé ce temps, on peut le disséquer à l'air libre (mais, pour cela, il faut, auparavant, le laisser s'aérer pendant quelques heures).

Dans ces conditions, les muscles sont devenus plus nets et ont acquis une certaine consistance; les trachées restent béantes, nettement visibles car, puisque aucun liquide ne s'y est introduit, elles conservent leur teinte argentée. La putréfaction est empêchée et, si l'on a soin d'éviter une trop prompte dessiccation (en déposant, par exemple, quelques gouttelettes de glycérine sur les muscles mis à nu), le corps se maintient, pendant plusieurs jours, dans des conditions suffisamment bonnes pour que la dissection en soit possible.

cas, nous aurons une simple *dilatation trachéenne*; si cette dilatation est considérable, nous aurons, ce que j'appelle une *chambre trachéenne*.

Il va sans dire que les parois de ces dilatations, ou de ces chambres, peuvent être « simples » ou « en écumoire ».

Dans les *vésicules aériennes* (*trachées vésiculaires* ou *sacs aériens* des auteurs), la structure trachéenne (fil chitineux) a complètement disparu. Les parois de ces organes consistent en une membrane fort mince, composée d'une seule couche de cellules pavimenteuses; elles sont extrêmement extensibles, mais elles ne sont pas contractiles; leur couleur est, en général, d'un blanc mat. Lorsque la vésicule atteint une grande dimension, nous l'appellerons *vessie* ou *sac aérien* (1).

Nous avons représenté, sur les figures XIII à XXI, la distribution des trachées dans le corps de l'Hydrophile; cela nous permettra d'en abréger la description.

Les lettres et les chiffres ont la même signification pour toutes les figures de cette série. Le tableau de la page 257 indique ce qu'ils désignent.

Les *muscles*, ainsi que leurs insertions, sont désignés par une *lettre majuscule* (2).

Autant que possible, j'ai conservé la nomenclature de Straus; toutefois j'ai dû, parfois, indiquer les noms donnés par Bauer; c'est ce qu'indiquent les lettres (S) et (B). Si aucune de ces lettres

---

(1) Alt, dans son étude sur le *Dyticus marginalis*, appelle *Luftsack* tout ce qui n'est pas trachée tubulaire. A mon avis, il a tort.

Je reconnais qu'il n'y a aucune démarcation nette entre la structure histologique des parois d'une trachée, d'une trachée flasque et d'un sac aérien ; la transition de l'une à l'autre de ces formations a lieu insensiblement par l'atrophie et la disparition progressive du fil chitineux. Cela n'empêche que ces différents organes existent et qu'ils ont des propriétés particulières.

Les sacs aériens, par exemple, sont beaucoup plus déformables et beaucoup plus extensibles que ce n'est le cas pour les trachées flasques.

Pour comprendre tout de suite la différence qu'il y a entre ces trois formations, il n'y a qu'à comparer, chez l'Hydrophile, la structure histologique de trois organes voisins : le sac aérien *k*, la trachée flasque *e* et la trachée p. p. d. *f*. On peut comparer aussi la trachée *u* — qui est tubulaire entre les stigmates s^5 et s^4 et qui est flasque entre les stigmates s^4 et s^3 — avec le sac aérien *t*.

(2) Ayant employé tout l'alphabet, j'ai dû, à la figure XXI, me servir des trois lettres β δ ε pour désigner trois muscles.

ne suit le nom du muscle ou de l'organe (ou le chiffre ou la lettre qui les désigne — car, souvent, dans ce cas, je n'ai pas donné de nom), c'est qu'il s'agit d'un muscle ou d'un organe que je n'ai pas pu identifier avec ceux qui ont été décrits par ces auteurs.

Il y a deux sortes de muscles chez les insectes : les muscles blancs et les muscles jaunes, dits muscles des ailes ou, plus exactement, muscles vibrateurs; ces derniers sont signalés sur le tableau par le mot (jaune).

Les *lettres italiques minuscules* se rapportent à tout ce qui concerne le *système trachéen*; on trouvera, au fur et à mesure, dans le texte, l'indication de ce que ces lettres désignent.

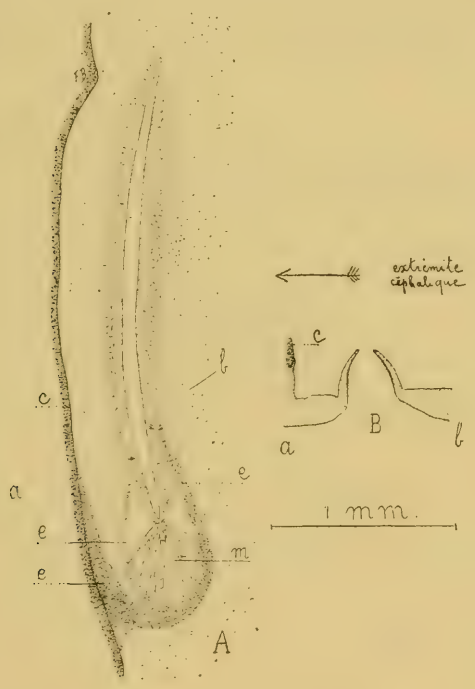


Figure VI. — A. Stigmate métathoracique gauche; *c*, bord de l'épimère mésothoracique; *m*, muscle fermeteur; *e*, lame chitineuse, en forme de fer à cheval, à laquelle s'insère une des extrémités du muscle. Lorsque celui-ci se contracte, il ferme le stigmate : 1° en l'étirant, ce qui rapproche ses lèvres l'une de l'autre; 2° en poussant directement celles-ci, par l'intermédiaire des extrémités de la lame en fer à cheval *e*, qui s'appuient contre les lèvres du stigmate, et qui, elles-mêmes, sont rapprochées l'une de l'autre par la contraction du muscle.

B. Coupe transversale de ce stigmate passant par la ligne *ab*.

Enfin, les *chiffres* se rapportent à tout le reste : système digestif, système nerveux, apophyses chitineuses, etc.

Il va sans dire que, sur les dessins, j'ai dû me borner à ne figurer que les troncs trachéens principaux ; en outre, comme, à de certaines régions, on observe des variantes, j'ai représenté la disposition qui m'a paru être la plus habituelle.

Nous commencerons l'étude des trachées par celles qui sont en relation avec les stigmates pro-mésothoraciques.

Lorsqu'on examine un Hydrophile, on voit, à la face ventrale, à travers la peau molle qui unit le prothorax au mésothorax, deux trachées sous-cutanées. Ces deux trachées sont accolées l'une à l'autre et aboutissent au stigmate pro-mésothoracique (fig. XIII, à gauche, *a* et *b*).

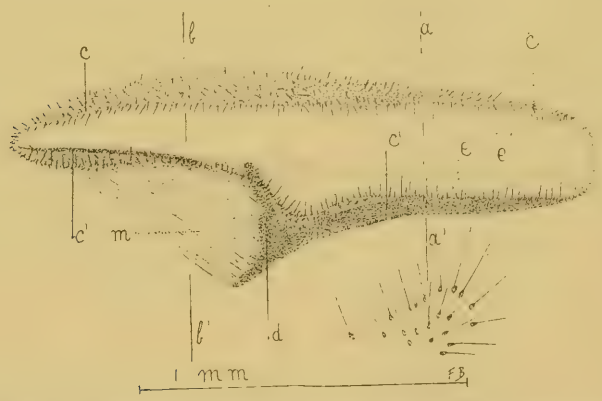


Figure VII. — **Premier stigmate abdominal gauche. La signification des lettres des figures VII, VIII et IX est indiquée dans le texte.**

L'une de ces trachées *a* reste sous-tégumentaire (fig. XIII, à droite). Elle s'infléchit en dedans et se rend sous le mésosternum. Là, elle communique, par une branche transversale *aa*, avec la trachée correspondante du côté opposé et distribue une quantité de trachéoles au ganglion nerveux mésothoracique qu'elle recouvre (23, fig. XIV). Peu après, elle se résout en une quantité de petites trachées qui enveloppent le ganglion nerveux métathoracique, qui est accolé au précédent. (Ce dernier ganglion n'est pas visible sur la figure XIV, car il est situé entre les cavités cotyloïdes des hanches des pattes médianes.)

Cette trachée *a*, un peu avant la branche transversale *aa*, est en relation avec un sac aérien *ab* dont on voit, parfois, apparaître l'extrémité, chez l'insecte vivant, sous la peau molle qui unit le prothorax au mésothorax (fig. XIII).

La trachée *b* est d'abord contiguë et parallèle à la précédente. Entre les apophyses 1 et 22, il s'en détache une branche *ba*, qui se rend à l'élytre (fig. XIV, à droite). Puis la trachée s'infléchit; elle passe sous le muscle N (fig. XIII) et entre dans la hanche, derrière l'insertion du muscle Q (fig. XIV). Elle s'unit alors à la trachée *c*, qui vient de la chambre trachéenne thoracique *g* (voir plus loin *g*, fig. XV) et forme avec elle la trachée de la patte médiane.

La trachée *d* (fig. XIV), qui se dirige vers la tête, est une des plus grosses trachées du corps; nous l'appellerons la trachée céphalique ventrale.

Dans le prothorax, elle fournit :

La trachée *da* de la patte antérieure;

La trachée *db*, qui se subdivise en trachéoles dans divers muscles du prothorax, ainsi que d'autres (non indiquées sur la figure) qui partent de la paroi postérieure;

Puis deux sacs aériens *de*, qui occupent les régions latérales du prothorax.

Elle communique avec la trachée céphalique dorsale par un tronc assez volumineux *df* (fig. XV, à gauche), dont nous reparlerons lorsque nous étudierons cette dernière trachée. Dans le cou, elle est réunie à la trachée correspondante du côté opposé par une anse transversale *dd*, qui recouvre le ganglion nerveux prothoracique (fig. XIV).

Si, en continuant la dissection de l'Hydrophile, nous enlevons ou écartons les muscles et les trachées dont nous venons de parler, nous constaterons qu'une quatrième trachée aboutit au stigmate pro-mésothoracique; elle est désignée par la lettre *e* sur les figures XIV, XV et XXI.

Quoique cette trachée soit une des plus volumineuses de celles de l'Hydrophile, elle est fort difficile à constater. C'est le type de ce que j'appelle une trachée flasque. On ne peut la distinguer et reconnaître sa nature de trachée que tant qu'elle est distendue par l'air qu'elle contient.

Elle est constituée par une membrane transparente, incolore, d'une extrême minceur, qui paraît à peine argentée lorsque la trachée est pleine d'air. Dès qu'on la perce, les parois de la

trachée s'affaissent et celle-ci se transforme en un petit cordonnet blanchâtre qu'on ne peut supposer être une trachée.

Pour voir en entier cette trachée flasque *e* et pour étudier quels sont ses rapports, nous sommes obligés d'enlever encore l'œsophage (3), les muscles O, P, ainsi que la colonnette chitineuse (4), qui réunit le mésosternum au prophragma.

On voit alors apparaître un organe remarquable, que nous appellerons la chambre trachéenne thoracique *g* (fig. XV, à gauche.) (Voir aussi fig. XXI.)

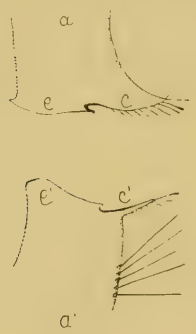


Fig. VIII.

Fig. IX.

Figure VIII. — **Coupe passant par la ligne *aa'* de la figure précédente.**
Figure IX. — **Coupe passant par la ligne *bb'* de la figure VII.**

C'est une vaste dilatation trachéenne qui, entre le mésothorax et le métathorax, s'étend du mésophragma au métasternum. Elle est en relation directe avec l'extérieur par le stigmate métathoracique s^2. A la région dorsale, la chambre du côté droit communique avec celle du côté gauche. Le corps de l'Hydrophile se trouve donc pour ainsi dire partagé en deux moitiés par une vaste poche aérienne, ayant, à la face ventrale, une échancrure ovale, dans laquelle est logé l'intestin (3).

La paroi antérieure de cette chambre trachéenne est de couleur blanc grisâtre ; elle a une certaine consistance, car elle a la structure des trachées (fil chitineux). Elle n'adhère pas aux muscles contigus (O, P, R, S, etc., que nous avons enlevés).

Deux trachées (voir aussi fig. XIV) partent de cette paroi pour se rendre dans la hanche mésothoracique correspondante.

L'une, *i*, de petite dimension, pénètre dans la hanche, vers l'extrémité interne de celle-ci.

L'autre, *c*, un peu plus grosse, aborde la hanche par son extrémité externe; elle s'unit à la trachée *b*, que nous avons déjà signalée, et constitue ainsi la trachée principale de la patte.

Au bord latéral externe de cette chambre trachéenne, on remarque le stigmate métathoracique s^2, qui est devenu apparent dès que l'on a enlevé l'épimère métathoracique.

La chambre trachéenne présente, à cet endroit, deux culs-de-sac, *ga* et *gb* (voir à droite), sur lesquels nous reviendrons dans la suite.

Entre le stigmate s^2 et le cul-de-sac *ga*, plusieurs trachées *h* partent de la paroi (fig XV, à gauche). Ces trachées se rendent aux différents muscles mésothoraciques (Q, P, etc.) ainsi qu'à un sac aérien, situé entre le muscle Q et le muscle P. Pour des raisons de clarté, nous n'avons pas indiqué ce sac (1).

La partie antéro-dorsale de la chambre trachéenne adhère au mésophragma (5) et, par trois dépressions de celui-ci, se prolonge en avant.

En *k*, nous voyons la paroi modifier sa structure (atrophie, puis disparition du fil chitineux) et former un vaste sac aérien dorsal qui peut occuper une place considérable. C'est le sac aérien sous-scutellaire (voir aussi fig. XXI, 24). Il communique parfois avec la trachée céphalique dorsale *f*.

En *e*, la paroi devient plus pâle; le fil chitineux s'atrophie, mais il ne disparaît pas complètement. La chambre trachéenne, petit à petit, se transforme et devient la trachée flasque *e*, que nous avons déjà signalée (fig. XV, à gauche, et XXI). Cette trachée *e* aboutit au stigmate pro-mésothoracique, derrière les trachées *a* et *b*. Elle est quelquefois en relation avec la trachée céphalique dorsale *f* par une petite branche de communication *fe*.

---

(1) Je n'ai, en effet, souvent, pas figuré les sacs aériens, pour deux raisons :

1° Parce que cela aurait trop chargé les dessins et nui à leur clarté ;

2° Parce que l'aspect des sacs aériens est variable, suivant qu'ils sont plus ou moins remplis d'air et que je n'aurais pas su quelle forme leur donner.

Ainsi, les sacs aériens *ab*, *de* et *k*, que j'ai indiqués sur les figures, occupent, en réalité, lorsqu'ils sont remplis d'air, un espace quatre à cinq fois plus grand que celui indiqué sur les figures en question.

Lors donc que je mentionne la présence, à un endroit, d'un sac aérien, il faut comprendre que, dans cette région, un sac aérien, en relation avec telle ou telle trachée, peut se développer.

L'espace que celui-ci occupe, lorsqu'il est plein d'air, est rempli par le sang, lorsqu'il est affaissé. Ces mouvements expansifs des sacs aériens contribuent à faire circuler le sang ou, du moins, ils le brassent.

Enfin, dans la région dorsale médiane, nous voyons deux trachées tubulaires p. p. d. *f* partir chacune d'une des chambres trachéennes; elles sont soudées ensemble à leur origine, ce qui fait qu'ainsi la chambre trachéenne droite communique avec la gauche.

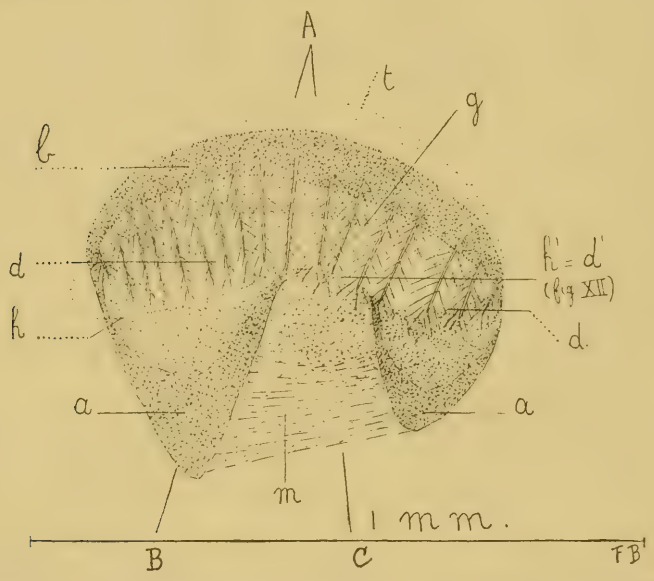


Figure X. — Troisième stigmate abdominal droit, ouvert. Les figures X, XI et XII sont à la même échelle et les lettres ont pour toutes la même signification.

a, apophyses formées par une dépression de la lame chitineuse *h*, qui constitue le bord postérieur du péritrème; *b*, bord antérieur du péritrème; *d* et *d'*, lèvre postérieure de la glotte; *e*, trachée; *g*, lèvre antérieure de la glotte; *h*, bord postérieur du péritrème; *m*, muscle fermeteur; *t* et *t'* tégument dorsal. Ce tégument, pour des raisons de clarté, n'est pas marqué sur la figure X, sauf en *t'*. Il recouvre tout le péritrème *a* de la lèvre postérieure qu'on ne voit que par transparence à travers lui (voir coupes, fig. XI et XII).

Ces trachées se séparent ensuite et constituent les trachées céphaliques dorsales de droite et de gauche (*f*, fig. XV et XXI).

Entre le mésothorax et le prothorax, chacune d'elle produit une branche *fe*, qui, en général, se rend dans la trachée flasque *e*; mais, quelquefois, cette branche aboutit directement au stigmate pro mésothoracique. Cette branche *fe* est une trachée flasque (1).

(1) Elle est indiquée sur la figure XV, mais pas sur la figure XXI.

Aussitôt après, chacune des trachées *f* s'infléchit vers la ligne médiane et communique de nouveau avec la trachée correspondante du côté opposé en se soudant à elle sur une petite longueur *ff*. Puis elle entre dans le prothorax, où elle se trouve située entre l'œsophage et les muscles U. Là, elle fournit deux trachées *fa*, qui s'insinuent entre ces muscles et constituent les sacs aériens dorsaux médians sous-tégumentaires du prothorax.

La trachée céphalique dorsale *f* communique ensuite avec la trachée céphalique ventrale *d*, par un court tronc transversal *df* — ainsi que nous l'avons représenté sur la figure XV à gauche. Toutefois, le plus souvent, ce n'est pas avec la trachée céphalique ventrale qu'elle communique, mais avec le stigmate promésothoracique — ainsi que nous l'avons représenté, *fc*, sur la figure XV, à droite, et sur la figure XXI.

Ces trachées, *f* ou *df* ou *fc*, sont en relation avec un ou deux sacs aériens dorsaux latéraux sous-tégumentaires, *fca*, fig. XXI. A ce sujet, je ferai remarquer que, lorsqu'ils sont pleins d'air, ces sacs aériens occupent, avec ceux que nous avons déjà mentionnés (dorsaux médians *fa* et latéraux *de*), la plus grande partie de la cavité du prothorax (1).

La trachée *f* communique une troisième fois avec la trachée correspondante du côté opposé par une petite anse transversale *fff*; puis elle entre dans la tête.

Enlevons maintenant la paroi antérieure de la chambre trachéenne et étudions l'intérieur de celle-ci (fig. XV, à droite).

Nous constatons d'abord que la paroi postérieure diffère de la paroi antérieure. Elle est criblée d'une telle quantité de petits orifices, quelquefois un peu saillants, qu'elle peut servir de type à ce que nous avons appelé une paroi « en écumoire ».

Ces orifices, qui sont rangés selon un certain ordre, sont l'abouchement dans la chambre trachéenne d'une multitude de petites trachéoles, qui sont alignées entre chacune des fibres des muscles sous-jacents (fig. XVI) (2). Il en résulte que cette paroi adhère à tel point aux muscles qu'on ne peut l'en séparer : mais,

---

(1) On peut observer ces sacs sur l'insecte vivant. Il faut pour cela user le tégument dorsal du prothorax, en le frottant avec du papier de verre fin, jusqu'à ce qu'il devienne transparent.

(2) Pour voir cette disposition, il est nécessaire d'examiner, à l'air libre, un Hydrophile qui vient d'être tué (par anesthésie) ou qui a été préparé comme nous l'avons indiqué, page 229.

comme elle est transparente, on discerne facilement ceux-ci — muscles H, G, C, A.

Outre les troncs trachéens que nous avons déjà mentionnés (*i c k e f*), nous constatons que d'autres encore aboutissent dans cette chambre.

En *l*, nous voyons l'ouverture d'une trachée, dont nous parlerons plus loin, lorsque nous décrirons son trajet.

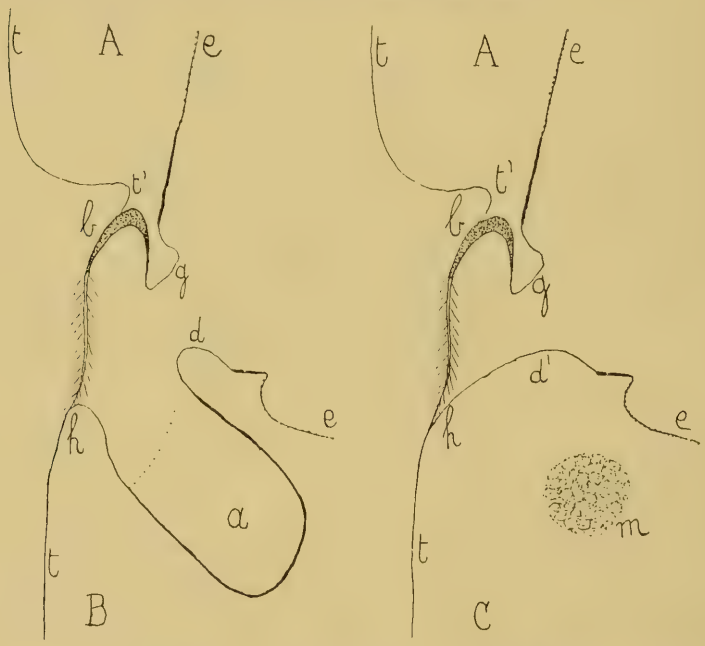


Fig. XI. Fig. XII.

Figure XI. — **Coupe transversale, passant par la ligne AB de la figure précédente. Lorsque le stigmate est fermé, *d* vient s'appuyer contre *g*.**
Figure XII. — **Coupe transversale, passant par la ligne AC de la figure X.**

A côté du point de départ de la trachée molle *e* et contre le muscle C, nous voyons une dépression ronde *m*; c'est l'ouverture d'une trachée, qui se rend directement à la face dorsale pour former le sac aérien sous-tergal *ma*, que nous étudierons plus loin (fig. XVII).

Puis, en *n*, contre le bord antéro-ventral de la grande cupule de l'aile (7), à laquelle s'insère le muscle H, on voit une grande ouverture à peu près ronde; c'est le point de départ d'une des plus importantes trachées de l'Hydrophile.

Enfin, si l'on dissèque le cul-de-sac *ga*, on verra qu'il se termine par une ou plusieurs trachées qui se rendent à l'élytre.

Quant au cul-de-sac latéral *gb*, il s'étend sous le tégument de la face dorsale, où il forme, en avant de l'insertion de l'aile, un sac aérien (*gb*, fig. XV et XVII, à droite).

Nous constaterons, en outre, que la chambre trachéenne communique avec un vaste espace aérien sous-tégumentaire *gc*, situé sous le métasternum et l'épisterne métathoracique.

Étudions maintenant, en particulier, les différentes trachées que nous venons de voir aboutir à la paroi postérieure de la chambre trachéenne.

Cette étude est plus facile et l'on se rend compte avec plus de netteté de la distribution de ces trachées, si l'on dissèque le métathorax de l'Hydrophile par la face dorsale.

La fig. XVII nous montre, à gauche, la face dorsale d'un Hydrophile, auquel on a enlevé l'aile et l'élytre. Nous y voyons :

Le sac aérien, formé par le cul-de sac latéro-dorsal de la chambre trachéenne (voir *gb*, à droite) ;

La trachée de l'élytre et l'extrémité du cul-de-sac dont elle provient (voir *ga*, à droite ; ainsi que la fig. XV) ;

En 5, le bord chitineux dorsal du mésophragma ;

En 6, le bord chitineux dorsal du métaphragma.

Les lettres G, F, etc., indiquent la région du tégument sous laquelle s'insèrent les muscles que ces lettres désignent.

Lorsqu'on enlève le tégument chitineux, on aperçoit (fig. XVII, à droite), de chaque côté de la ligne médiane, un grand muscle longitudinal A, qui s'insère, en avant, au mésophragma et, en arrière, au métaphragma (voir aussi la fig. XXI). L'espace compris entre ce muscle et le tégument dorsal que nous venons d'enlever est occupé par un sac aérien *ma*, qui communique par la trachée *m* avec la chambre trachéenne thoracique.

L'espace compris entre les muscles B, D, E, F (voir aussi fig. XVIII), le tégument dorsal et le métaphragma est occupé par un autre sac aérien *oa*, qui est en relation directe avec le premier stigmate abdominal s^3 par la trachée *o*, que nous étudierons plus loin. Il est possible que ces deux sacs aériens communiquent entre eux, ou avec la trachée *l*, par de petites trachéoles, mais je n'ai jamais pu le constater (1).

---

(1) Pour ne pas trop charger les dessins, je n'ai indiqué ces sacs par aucun signe spécial; sur la figure XVII, j'ai seulement rappelé leur présence par les lettres *ma* et *oa*, placées dans la région qu'ils occupent.

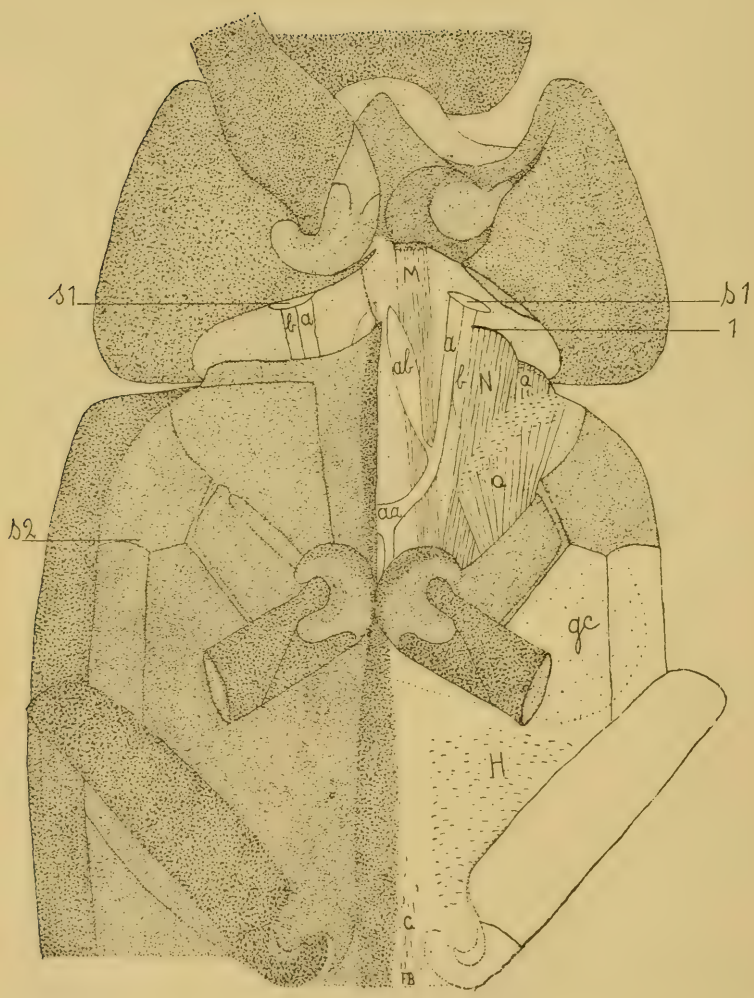


Figure XIII. — A gauche. — Hydrophile vu par la face ventrale.
A droite. — On a enlevé : l'élytre, le mésosternum, l'épisterne mésothoracique (le muscle Q s'insère contre celui-ci) et la peau qui unit le prothorax au mésothorax. On a indiqué schématiquement la position du sac aérien sous-tégumentaire *gc* ainsi que l'insertion au métasternum des muscles G et H. On a désarticulé le membre antérieur et enlevé l'apophyse du prothorax qui constitue la paroi postérieure de la cavité cotyloïde de l'articulation de ce membre.

Si nous enlevons les muscles A et B (fig. XVIII, à gauche), le trajet entier de la trachée *l* devient apparent. Nous voyons que, partant du premier stigmate abdominal s^3, sous forme de trachée tubulaire p. p. d., elle longe le bord postérieur du métaphragma. Elle passe ensuite sous celui-ci et chemine entre l'intestin (3) et le muscle A, pour aboutir dans la chambre trachéenne *g* (en *l*, fig. XV et XIX; voir aussi fig. XXI). Dans cette seconde partie de son trajet, elle devient une trachée en écumoire; elle envoie à l'œsophage et surtout aux muscles voisins une quantité de trachéoles (fig. XXI).

Pour étudier la trachée *n*, il nous faut enlever le métaphragma, les muscles F, E, I, J et les apophyses 9 et 10, auxquelles ces deux derniers muscles s'insèrent, ainsi que l'intestin (fig. XIX). Nous apercevons, alors, l'origine de cette grosse trachée, contre la grande cupule de l'aile (7) (voir aussi fig. XV, à droite).

Dès son origine, elle produit plusieurs vésicules aériennes *na* (fig. XVIII, à gauche), qui s'insinuent entre les différents muscles du voisinage; c'est d'elle aussi que proviennent quelques-unes des trachées de l'aile.

C'est une trachée « en écumoire »; elle est située entre les muscles G, H et F et elle leur distribue une quantité de trachéoles (fig. XIX). Elle reste parallèle à ces muscles, jusqu'à son arrivée dans la hanche; là, elle est rejointe par la trachée *p*, qui vient du premier stigmate abdominal. Ces deux trachées s'unissent alors et constituent la trachée *pn* du membre postérieur (fig. XIX et XXI).

Ayant terminé la description des trachées qui aboutissent à la chambre trachéenne, nous allons maintenant étudier celles de l'abdomen.

Le premier stigmate abdominal s^3 est situé sur une dilatation trachéenne, formant une sorte de petit carrefour vers lequel convergent plusieurs trachées (fig. XVII et XVIII).

Nous connaissons déjà deux de celles-ci : la trachée *l*, dont nous avons décrit le trajet, et la très courte trachée *o* (fig. XVII), qui se transforme tout de suite en sac aérien *oa*, déjà signalé.

On voit une autre trachée, *q* (fig. XVIII), partir de ce stigmate et se diriger aussi en avant, en gagnant le bord latéral du corps. Elle se transforme, de même, en plusieurs vésicules aériennes *qa*, qui occupent le bord dorso-latéral du métathorax et la région située à la base de l'aile. A cet endroit, ces vésicules *qa* sont entremêlées avec celles *na* qui, produites par la trachée *n*,

occupent cette même région. De ces vésicules partent quelquefois de petites trachéoles qui se rendent à l'aile.

Je n'ai jamais pu constater, avec certitude, de communications entre les vésicules *qa*, provenant de la trachée *q*, et celles *na*, provenant de la trachée *n*. Il est cependant possible qu'il y en ait.

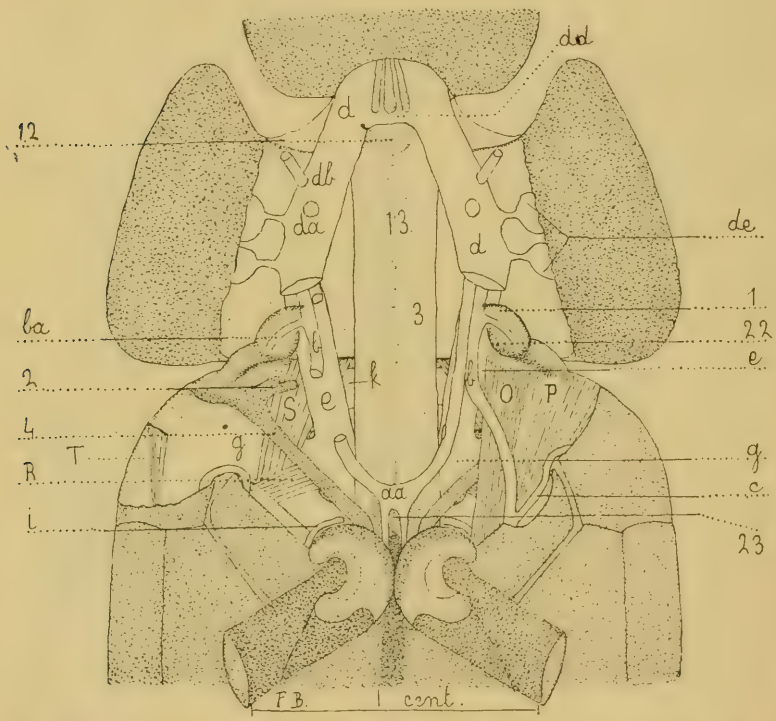


Figure XIV. — A droite. — On a enlevé, en outre : le sac aérien *ab*, les muscles M, N et Q. On a enlevé le tégument de la région ventrale médiane du prothorax.

A gauche. — On a enlevé, en outre : les trachées *a* et *b*, les muscles O et P et une partie de l'épimère mésothoracique.

J'ai mentionné d'abord ces trois trachées *l*, *o*, *q*, parce que nous en connaissions déjà deux et que la troisième est dans leur voisinage immédiat. Mais, lorsqu'on enlève le tégument dorsal de l'abdomen de l'Hydrophile, ce qui frappe le regard, et ce que j'aurais peut-être dû signaler en premier, ce sont les vastes sacs aériens (*r* et *t*, fig. XVII) qui flottent sur les viscères.

Il y en a deux de chaque côté. L'un *r* occupe plus spécialement la région dorsale; l'autre *t* s'étend jusqu'à la face ventrale, où il est visible, chez l'insecte vivant, à travers la peau molle qui unit les hanches au premier segment abdominal.

Ces sacs communiquent, en général, séparément, avec le gros tronc trachéen latéral *u*, qui réunit le premier stigmate abdominal au stigmate suivant, comme nous l'avons représenté à la figure XVII.

Cependant, ils présentent de fréquentes anomalies.

Parfois, les deux sacs ont une origine commune; d'autres fois, ils sont en relation, non pas avec le tronc trachéen *u*, mais avec la trachée *p* que nous allons décrire.

Si l'on enlève les deux sacs aériens *r*, *t*, ainsi que les viscères abdominaux, on verra qu'une autre grosse trachée part du premier stigmate abdominal s^3, croise perpendiculairement le muscle D et disparaît derrière le muscle F; nous l'avons désignée par la lettre *p* (fig. XVIII, XIX et XXI). Pour suivre son trajet, il faut enlever les muscles I, J, L, F, E, les apophyses 9 et 10 et le métaphragma. On verra (fig. XIX, à droite, et XVIII, à gauche) qu'après avoir croisé le muscle D, elle passe entre les muscles F et H et rejoint la trachée *n*.

Ces deux trachées s'unissent et constituent la trachée *pn* du membre postérieur.

Cette trachée *p* est une trachée « en écumoire » ; elle fournit une quantité de trachéoles à tous les muscles qui sont en relation avec elle.

Enfin, une dernière grosse trachée aboutit au premier stigmate abdominal; nous l'avons désignée sur les figures XVII, XVIII, XX et XXI par la lettre *u*. C'est le tronc trachéen longitudinal sur lequel sont placés les stigmates abdominaux.

Cette trachée présente plusieurs particularités. Entre le premier stigmate abdominal s^3 et le deuxième s^4, elle a la constitution d'une trachée tubulaire; mais, après le stigmate s^4, et jusqu'au huitième segment, elle devient une trachée flasque. Toutefois, près de chaque stigmate, ses parois, sur une petite étendue, redeviennent un peu fermes, à l'endroit où aboutissent les trachées transversales de l'abdomen (fig. XX). Son diamètre diminue au fur et à mesure que l'on s'approche de l'extrémité postérieure du corps, où elle se termine par plusieurs branches qui vont à l'intestin et aux organes génitaux (branches *z*). En outre, dans l'abdomen,

à chaque segment, trois trachées se détachent d'elle — sans parler de la petite anse accessoire *uu*.

La distribution de ces trachées étant semblable à tous les segments, il nous suffira de décrire schématiquement la distribution de celles de l'un d'entre eux.

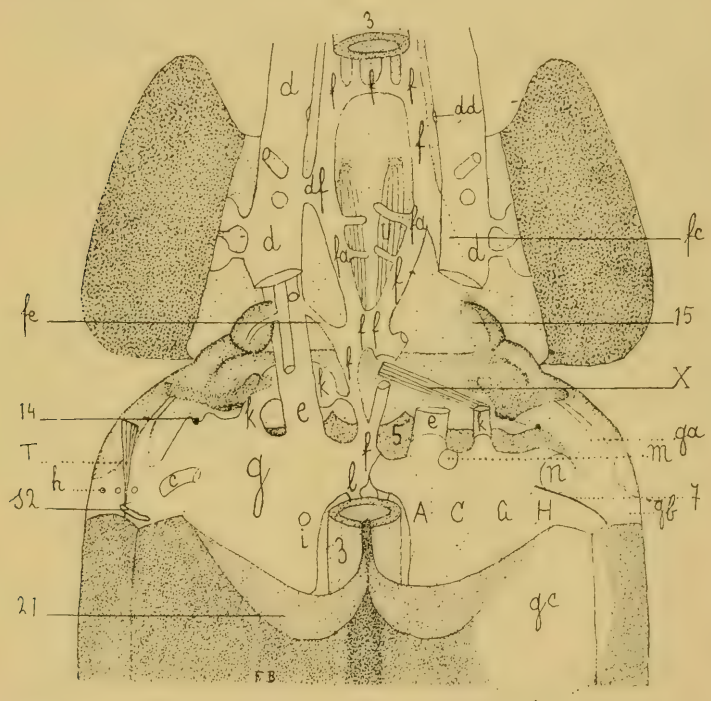


Figure XV. — Le cou est ouvert et disséqué ; la tête est enlevée. La trachée de communication *dd* a été sectionnée et l'on a tiré de côté la trachée *d* pour laisser voir la trachée *f* placée derrière elle.

A gauche. — On a enlevé, en outre : l'œsophage et le système nerveux, la colonnette chitineuse 4, les muscles S et R, la hanche et le fémur du membre médian et ce qui restait de l'épimère mésothoracique.

A droite. — On a enlevé la paroi antérieure de la chambre trachéenne *g*, en outre : l'apophyse 22, le muscle T, la trachée *e* et ce qui restait des trachées *a* et *b*, le sac aérien *k* et une partie de la trachée *f*. On a schématiquement indiqué l'emplacement du sac aérien *gc*.

L'une de ces trachées *x* adhère au tégument dorsal et se divise en deux branches. Chacune de celles-ci, vers la région médiane, s'unit à la branche de la trachée voisine et forme un court tronc qui s'anastomose avec celui qui résulte de l'union des branches

des trachées correspondantes du côté opposé (fig. XX). Ces trachées, à cet endroit, sont situées entre le tégument chitineux et le vaisseau dorsal pulsatile.

La trachée ventrale *v* s'anastomose directement avec la trachée correspondante du côté opposé. Elle n'est que lâchement attachée au tégument ventral ; elle est plus ou moins flottante et décrit quelques sinuosités.

Le troisième tronc trachéen *y* se rend aux viscères, sur lesquels il se divise et se subdivise en une infinité de trachéoles.

Quoiqu'il n'y ait, chez l'Hydrophile, que six paires de stigmates abdominaux, la disposition des trachées est identique pour les huit segments de l'abdomen (1).

Nous devons maintenant attirer l'attention sur une conformation de la trachée *u*, qui doit avoir une grande importance pour la physiologie de la respiration.

Lorsque, avec un tube de verre effilé, on injecte de l'air dans la trachée *u*, — entre les stigmates s^6 et s^7, par exemple, — on voit l'air se répandre, en avant et en arrière, dans toute la trachée. Mais, avant d'arriver au stigmate s^4, la colonne d'air s'arrête brusquement (en *u'* figure XX), et la trachée gonfle, comme si l'air butait contre un obstacle.

On est donc forcé d'admettre, qu'immédiatement en arrière du stigmate s^4 (en u', fig. XVIII et XX), la trachée n'est pas perméable.

Voici, à présent, ce que l'on constate lorqu'on dissèque, sous l'eau, un Hydrophile frais : la trachée *u* dans toute son étendue est blanche argentée, par conséquent opaque, sauf près du stigmate s^4, où l'on observe un anneau transparent *u'*. On dirait que la trachée contient, à cet endroit, une goutte d'huile.

Si l'on dissèque et enlève délicatement les stigmates s^3, s^4 et s^5, avec la trachée *u* qui va de l'un à l'autre, et que l'on examine le tout au microscope (de préférence avec un diaphragme à fond noir), on constatera ceci : entre les stigmates s^3 et s^4, la trachée a une teinte un peu plus jaunâtre et est moins transparente que ce n'est le cas plus loin ; le fil chitineux est épais et bien distinct ; en outre, cette trachée est élastique et elle conserve sa forme

---

(1) Je signalerai, en passant, que lorqu'on fait une préparation microscopique du tégument de l'abdomen de l'Hydrophile, on observe, parfois, au septième segment, le vestige d'un stigmate (imperforé) auquel aboutit un vestige de trachée.

cylindrique, même lorsqu'on la sectionne et qu'on chasse l'air qui y est contenu. C'est une trachée tubulaire p. p. d.

A partir du stigmate s^4, la trachée a une tout autre apparence; elle est d'une couleur plus blanche. Lorsqu'on la perce et qu'on aspire l'air qui y est contenu, ses parois s'affaissent l'une contre l'autre et elle prend l'aspect d'un ruban argenté. Le fil chitineux est beaucoup moins apparent; il est grêle et transparent. C'est une trachée flasque.

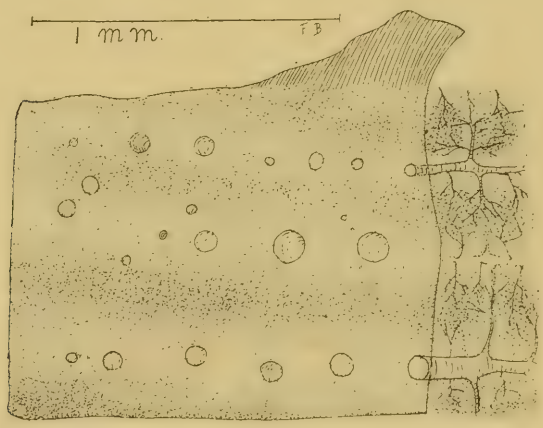


Figure XVI. — **Une portion de la paroi postérieure de la chambre trachéenne, avec un fragment de muscle qui y adhère.**

Enfin, dans le voisinage immédiat du stigmate s^4, à l'endroit qui correspond à l'anneau transparent u', que nous avons signalé plus haut, la teinte argentée n'existe pas, le fil chitineux disparait à peu près complètement et la trachée se montre à nous comme un ruban transparent, extrêmement mince, où l'on ne distingue que quelques fibres conjonctives.

Une coupe longitudinale (fig. XXII) nous montre que la trachée flasque se termine, à cet endroit, en cul-de-sac, par suite de l'accollement de ses parois l'une contre l'autre et de leur soudure.

Ayant terminé l'étude — telle que je l'avais limitée — du système trachéen de l'Hydrophile, nous consacrerons la deuxième partie de ce travail à l'examen et à la discussion de différentes remarques.

IIe PARTIE

Pour que l'on puisse étudier le rythme de la respiration normale, il faut que l'insecte que l'on observe soit libre, en bonne santé, et il faut éviter de le toucher ou de l'effrayer.

Il est cependant nécessaire de mettre la paroi dorsale de l'abdomen à découvert, en amputant une élytre et l'aile sous-jacente.

Si l'on conserve, sur de la mousse humide, un Hydrophile qui a subi cette opération et si, lorsqu'il est habitué à cet état de choses, on l'observe de temps en temps, en se tenant à une certaine distance pour ne pas l'effrayer, on constatera qu'il ne respire, en moyenne, que trois ou quatre fois par minute.

L'insecte étant absolument tranquille, on voit, à un moment donné, la paroi dorsale de l'abdomen s'abaisser et se relever, — quelquefois une ou deux fois de suite. Puis l'insecte reste de nouveau immobile, pendant environ quinze secondes.

Mais, si l'insecte est effrayé, si on le touche ou s'il se met à marcher, les mouvements respiratoires se succèdent beaucoup plus rapidement.

Si on l'observe de plus près, avec une loupe, on constatera que, chaque fois que la paroi dorsale de l'abdomen s'abaisse, les sacs aériens se dilatent un peu — par exemple les sacs *na* et *qa*, qui sont les plus accessibles à la vue. Puis ils s'affaissent progressivement jusqu'à la prochaine expiration (1).

Lors d'une contraction abdominale, l'air qui est dans les trachées s'y trouve comprimé et il est chassé dans les sacs aériens. Ceux-ci se dilatent et fonctionnent comme le ballon élastique de sûreté qui accompagne la poire d'un appareil de soufflerie. Ils emmagasinent l'air, dont la pression varie à chaque mouvement respiratoire, et régularisent celle-ci (2).

---

(1) Il en est de même chez le Lucane ; voir la note à la fin.

(2) C'est là, à mon avis, la principale fonction des vésicules et des sacs aériens ; c'est pour cela qu'ils sont particulièrement développés chez les insectes qui volent et chez ceux qui ont des mouvements brusques et énergiques.

Je ne crois plus que ces sacs servent à emmagasiner de l'air pour les besoins de la respiration et, à mon avis, c'est aussi par erreur que certains naturalistes ont admis — moi entre autres — que, chez les insectes aquatiques, ils servent à assurer l'équilibre de ces derniers, lorsqu'ils nagent au sein de l'eau. Cette fonction, ils la remplissent probablement, mais elle n'est que secondaire ; la preuve, c'est que beaucoup d'insectes terrestres sont pourvus de vésicules aériennes, ou même de vastes sacs aériens, ainsi : les Libellules, les Hyménoptères et divers Hémiptères, par exemple les Pentatomes.

Quand l'insecte respire comme nous venons de l'indiquer, nous dirons qu'il a une *respiration normale*, du *type abdominal*.

Voyons à présent ce qui se passe lorsque, pour examiner l'Hydrophile, on immobilise celui-ci, soit en le tenant dans la main, soit en le fixant à un support quelconque — et, tout particulièrement, si on lui maintient les ailes et les élytres écartées.

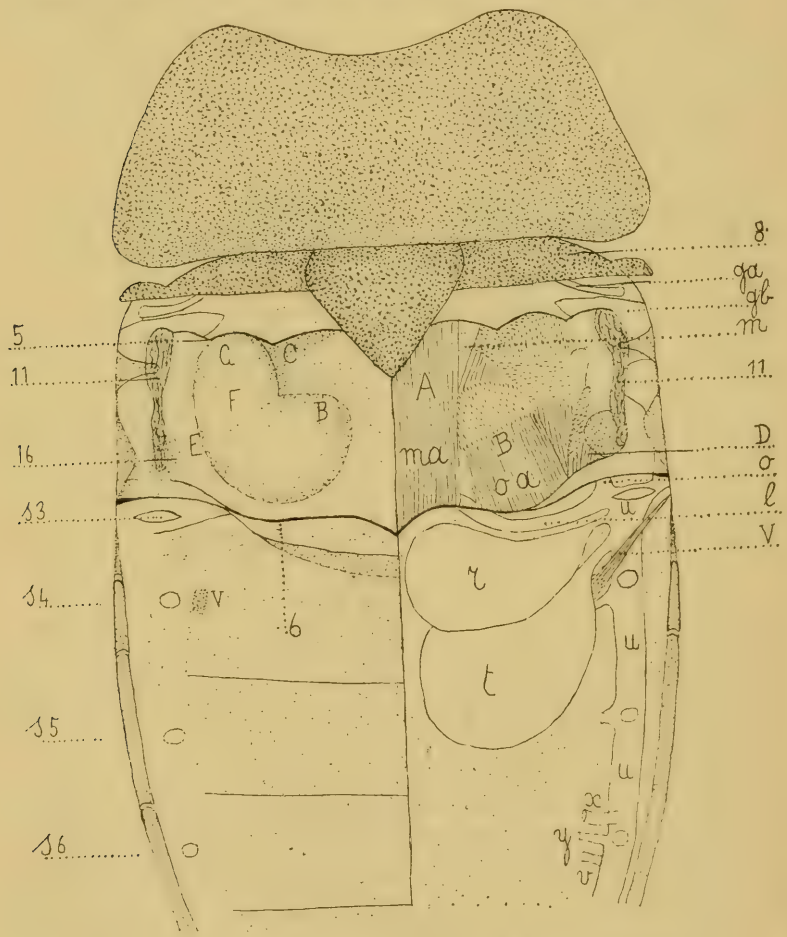


Figure XVII. — A gauche. — Face dorsale d'un Hydrophile auquel on a enlevé l'élytre et l'aile. Les lettres correspondent à l'insertion des muscles qu'elles désignent.

A droite. — On a enlevé le tégument de l'abdomen et celui du métathorax, sauf à la région comprise entre le bord externe du corps et l'insertion de l'aile.

On observe alors que les mouvements d'abaissement et d'élévation de la paroi dorsale de l'abdomen se suivent rapidement, pour ainsi dire sans arrêt, et qu'ils sont beaucoup plus énergiques. Nous constaterons, en outre, que, dans ces conditions, les phénomènes sont inverses de ceux que nous avons observés précédemment.

Quand la paroi dorsale de l'abdomen s'abaisse, on voit les sacs aériens thoraciques (*na*, *ga*) s'affaisser au même moment. Puis, lorsque l'insecte fait un effort, les sacs thoraciques se dilatent et la paroi de l'abdomen bombe.

Dans ce cas-ci, les mouvements respiratoires normaux sont remplacés — ou masqués — par les mouvements dus à l'effort ; ce ne sont plus les muscles abdominaux qui fonctionnent activement, ce sont les puissants muscles thoraciques. Quand l'insecte contracte les muscles de son métathorax (muscles vibrateurs, muscles du vol), — qui, comme nous l'avons indiqué, possèdent une quantité de trachées, — il en expulse beaucoup d'air.

Lorsque l'insecte est libre, il est *probable* qu'il ouvre à ce moment ses stigmates métathoraciques et que cet excès d'air s'échappe par eux (1).

Mais, quand l'insecte est attaché, il ferme ses stigmates au début de l'expiration — afin de pouvoir faire le maximum d'efforts pour se libérer (2) — et il ne les ouvre qu'à la fin. L'air, chassé du thorax, reflue donc, d'abord, dans les trachées et les sacs aériens de l'abdomen ; celui-ci augmente de volume. Cette dilatation ne correspond plus à la période d'inspiration, mais bien à celle d'expiration. Dans ce cas, nous dirons que l'insecte a une *respiration d'effort*, du *type thoracique* (3).

Nous venons de voir quel est le rythme de la respiration de l'Hydrophile, lorsque l'insecte est hors de l'eau : 1° quand il est libre ; 2° lorsqu'il est attaché.

---

(1) C'est, du moins, ce que j'ai constaté chez les Libellules (*L. depressa* et *Anax grandis*). Chez ces insectes, les stigmates métathoraciques sont, habituellement, fermés ; mais, dès que la Libellule fait agir ses muscles vibrateurs, ces stigmates s'ouvrent et restent béants tant que ces muscles fonctionnent.

(2) L'homme, de même, ferme sa glotte, lorsqu'il fait un effort.

(3) Les naturalistes qui ont étudié les mouvements respiratoires des insectes, en fixant ceux-ci sur une planchette, à mon avis, n'ont vu que ce type de respiration.

Il nous reste à examiner comment se comporte l'Hydrophile, quand il est dans l'eau : soit, lorsqu'il reste tranquille au fond; soit, quand il vient respirer à la surface.

Nous serons fort bref sur ces deux points.

Lorsque l'Hydrophile vient respirer à la surface, à part les observations relatées au début de ce travail, nous n'avons rien à signaler.

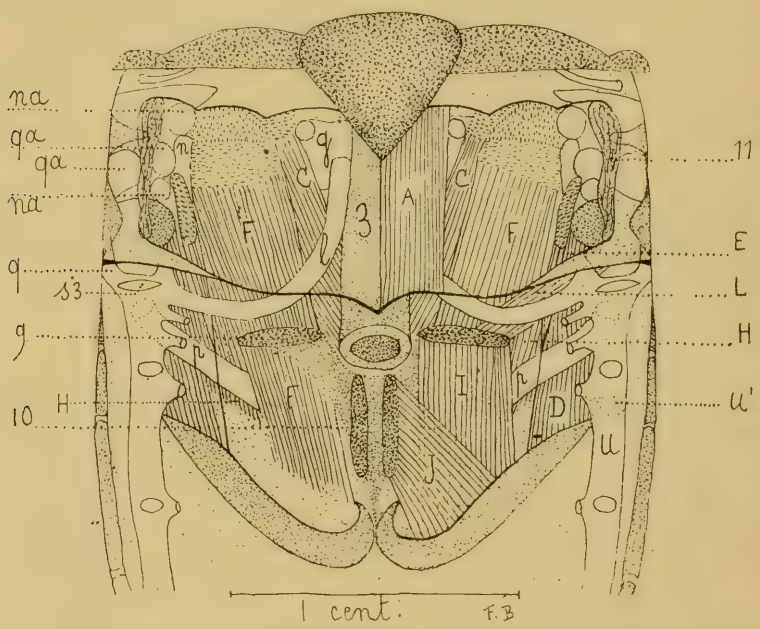


Figure XVIII. — A droite. — On a enlevé, en outre : les muscles B et V, les sacs aériens *r* et *t*.
A gauche. — On a enlevé, en outre; les muscles I, J, L et A.

Lorsque l'Hydrophile est au sein de l'eau, à mon avis, il ne respire pas. Il respire chimiquement l'air contenu dans ses trachées; mais il ne fait aucun mouvement respiratoire pour faire circuler cet air (1).

J'ai, à plusieurs reprises, observé des Hydrophiles dans ces conditions — et, souvent, pendant plus de cinq minutes consécutives — sans jamais apercevoir de mouvements de l'abdomen ou

(1) Voir, à ce sujet, les observations concordantes faites sur le Cybister. *Ann. Biol. Lacustre*, t. V., 1911, p. 394.

la plus petite modification dans la couche aérienne, qui adhère à la face ventrale du corps de l'insecte... à la condition que celui-ci n'ait pas été tracassé, ou effrayé, peu de temps auparavant.

Dans ce dernier cas, oui, on observe des mouvements respiratoires et des boursouflures de la couche aérienne. L'Hydrophile, comme l'homme, est essoufflé après un effort et a besoin de quelques instants pour rétablir l'état normal d'équilibre de son organisme.

Arrivé au terme de ce travail, nous devons maintenant examiner quelle réponse nous pouvons donner à la question que nous nous étions proposé d'étudier : « Est-ce que la conformation des stigmates et la distribution des trachées, chez l'Hydrophile, confirment ce que nous avions déduit des expériences physiologiques au sujet de leur fonctionnement? »

En ce qui concerne les stigmates, nous pouvons répondre affirmativement.

Les stigmates pro-mésothoraciques sont ceux qui sont le mieux conformés pour filtrer l'air, lors de l'inspiration. En outre, la disposition du clapet montre que celui-ci est destiné à pouvoir interrompre subitement l'entrée de l'air, au cours même d'une inspiration (1).

Les conclusions que nous pouvons tirer de la conformation des autres stigmates sont moins précises; mais, si elles ne confirment pas d'une manière évidente notre façon de voir, elles ne l'infirment en tout cas nullement.

Les stigmates métathoraciques et ceux de la première paire abdominale étant dépourvus de tout appareil protecteur, il est

---

(1) Si, par exemple, un gaz toxique est inspiré.

Le clapet s'ouvrant à l'extérieur, on pourrait faire le raisonnement suivant: à chaque expiration, le clapet doit s'ouvrir et il doit se fermer à chaque inspiration; donc le stigmate ne peut fonctionner que pour l'expiration. Ce raisonnement serait exact, si le clapet était *inerte*; mais tel n'est pas le cas.

Le clapet reste passivement ouvert et l'animal le ferme volontairement. Or, si l'insecte fermait le clapet pour empêcher l'expiration, il lui faudrait employer une force assez considérable, d'abord pour le fermer et, ensuite, pour le maintenir en place — force qui n'est pas en rapport avec la faiblesse du muscle moteur du clapet.

Tandis que, si c'est pour arrêter l'inspiration que l'insecte abaisse le clapet, vu la disposition de celui-ci, il n'a besoin que d'une faible force, — et seulement pour mettre le clapet en place.

plausible de supposer qu'ils servent surtout au passage de l'air expiré.

L'appareil d'occlusion des stigmates abdominaux est plus puissant que celui des autres stigmates, il est, en outre, conformé de telle manière que l'insecte peut, avec autant de facilité, interrompre le passage de l'air, quel que soit le sens dans lequel celui-ci circule.

Nous pouvons donc présumer que ces stigmates sont utilisés pour l'inspiration et pour l'expiration. Mais leur appareil protecteur étant moins perfectionné que celui des stigmates pro-mésothoraciques, on peut supposer que les stigmates abdominaux ne fonctionnent pour l'inspiration que rarement ou dans certaines occasions seulement.

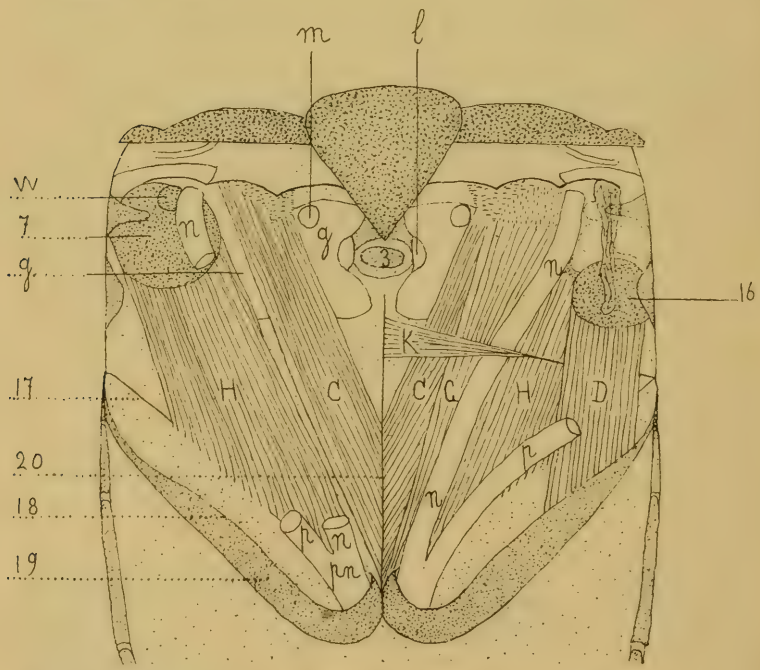


Figure XIX. — A droite. — On a enlevé, en outre : les apophyses 9 et 10, le stigmate s^3 et les trachées qui y aboutissent (entre autres *l* et *u*), l'œsophage (3), les muscles F, E et le métaphragma.

A gauche. — On a enlevé, en outre : le moignon de l'aile, le muscle D et sa cupule d'insection (16), les muscles K et G, les trachées *n* et *p*. Si l'on enlevait encore le muscle H, on mettrait à découvert : le tégument du métasternum, auquel ce muscle s'insère ; le sac aérien *gc* (voir fig. XIII, à droite), et la chambre trachéenne *g* (voir fig. XV, à droite).

D'autre part, nous avons constaté que l'air, qui a été inspiré par l'intermédiaire des stigmates pro-mésothoraciques, peut parvenir directement (par les trachées *f* ou *e*) dans la grande chambre trachéenne thoracique et, de là, dans le corps entier.

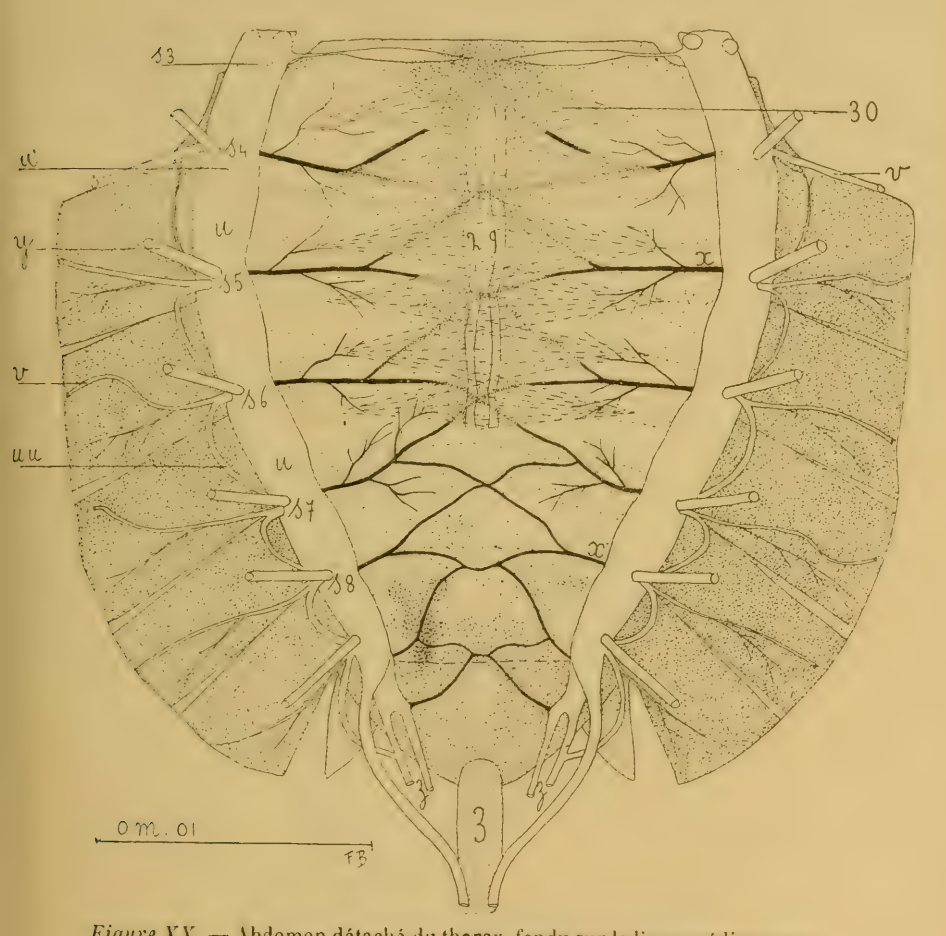


Figure XX. — Abdomen détaché du thorax, fendu sur la ligne médiane ventrale et ouvert. L'intestin, les organes génitaux, le système nerveux ont été enlevés. Le vaisseau dorsal pulsatile n'a été laissé qu'aux segments antérieurs.

Quoique, dans toutes les figures précédentes, les trachées soient figurées en blanc, nous avons, ici, pour des motifs de clarté, indiqué en noir les trachées transversales dorsales *x*. Les trachées viscérales sont enlevées; il n'en reste que le tronc d'origine *y*.

Les stigmates, étant derrière la trachée, ne sont pas visibles; les lettres s_3-s_8 indiquent donc seulement leur emplacement.

Il en est tout autrement pour l'air qui se trouve dans les trachées *u*, sur lesquelles sont situés les stigmates abdominaux des quatre dernières paires.

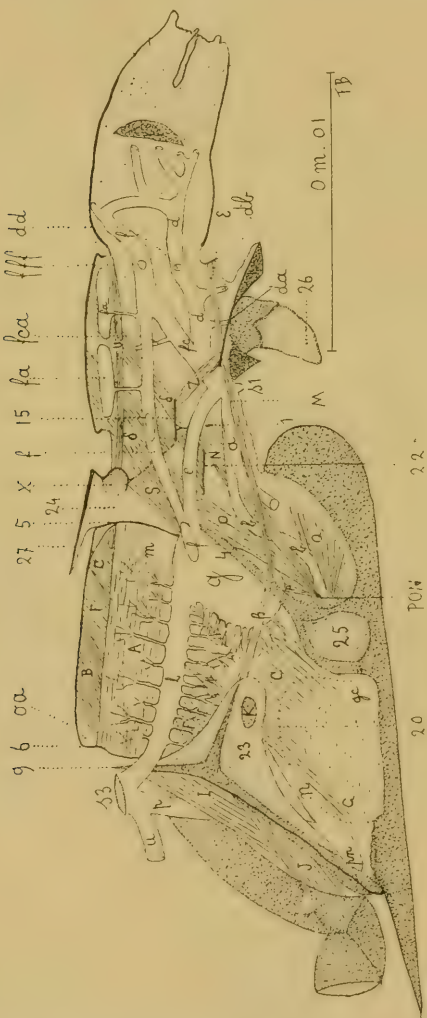


Figure XXI. — Coupe longitudinale du thorax d'un Hydrophile. Pour des raisons de clarté, nous n'avons pas indiqué la trachée *fe*. L'œsophage et l'intestin sont enlevés, ainsi que le système nerveux. Les muscles B, F, C sont à un plan postérieur à celui du muscle A.

Ces trachées ne communiquant pas directement avec les gros troncs trachéens thoraciques, l'air qu'elles contiennent doit passer par les branches trachéennes secondaires et par le réseau des capillaires trachéens abdominaux. Il y a là une disposition bizarre dont je ne m'explique pas bien les conséquences ; mais il me

paraît impossible d'admettre que cette disposition facilite l'inspiration par les stigmates abdominaux et la circulation centripète de l'air contenu dans la trachée *u*; le contraire me paraît plus probable.

Notre opinion est donc que, lorsque l'Hydrophile vient respirer à la surface de l'eau, l'inspiration n'a lieu que par l'intermédiaire des stigmates pro-mésothoraciques. L'expiration se fait par tous les autres stigmates et une partie de l'air expiré adhère aux poils hydrofuges de la face ventrale ou reste sous les élytres.

Il est *probable* que les stigmates abdominaux des deux premières paires servent à expirer subitement l'air contenu dans les trachées ou les sacs aériens thoraciques, lorsque l'Hydrophile veut modifier l'équilibre de flottaison de son corps.

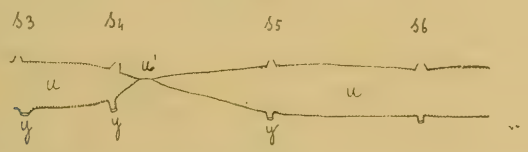


Figure XXII. — **Coupe schématique dorso-ventrale et longitudinale de la trachée *u*, du stigmate s^5 au stigmate s^6.**

Les stigmates abdominaux des quatre dernières paires fonctionneraient, eux, surtout lors de l'expiration normale respiratoire.

Enfin, il est *possible* que, parfois, l'Hydrophile réinspire, par leur intermédiaire, une partie de l'air qui a été dégagé dans l'espace abdomino-dorsal sous-élytral (1).

Quoi qu'il en soit, la constatation, chez l'Hydrophile :

1° d'une vaste chambre trachéenne thoracique ;

2° de deux sortes de trachées — tubulaires et flasques ; ces dernières n'ayant aucun rapport avec les trachées vésiculaires des auteurs ;

3° du fait que l'air contenu dans les gros troncs trachéens latéraux de l'abdomen ne peut passer directement dans les gros troncs trachéens thoraciques ;

est intéressante, quand bien même nous ne pouvons que faire des suppositions pour expliquer la raison d'être de ces conformations.

Vandœuvres (Genève), novembre 1912.

---

(1) Nous étions arrivé à une conclusion à peu près semblable dans notre étude sur la respiration des Dyticidés. (*Annales de Biologie lacustre*, t. IV.)

NOTE.

Je veux mentionner ici quelques observations, faites sur le Lucane cerf-volant mâle, qui paraissent confirmer mes idées sur le fonctionnement des stigmates de l'Hydrophile. La disposition des muscles, la conformation des stigmates et la distribution des trachées sont, chez le Lucane, à peu près semblables à ce que nous avons observé chez l'Hydrophile — mais il ne faudrait pas croire qu'il en soit de même chez tous les coléoptères.

Si, chez le Lucane, on met à découvert un des stigmates promésothoraciques (en coupant le prolongement chitineux du prothorax qui forme la partie postérieure de la cavité cotyloïde des hanches antérieures) et, qu'en outre, on enlève — en les raclant — les prolongements protecteurs ciliés du dit stigmate, on aperçoit le clapet de celui-ci et on peut observer ses mouvements d'ouverture et de fermeture.

Or, on constate que le clapet s'ouvre et se ferme corrélativement avec les mouvements respiratoires.

Il m'a paru que le clapet se fermait pendant l'expiration (abaissement de la paroi dorsale de l'abdomen) et qu'il s'ouvrait pendant l'inspiration (relèvement de la dite paroi). Toutefois, comme pour faire ces observations on est forcé d'employer une loupe de moyenne puissance, on ne peut voir simultanément le stigmate et la paroi dorsale de l'abdomen. Il est donc difficile d'observer ce synchronisme et je ne puis l'affirmer d'une manière catégorique.

Mais, ce qui est certain, c'est que, si les mouvements respiratoires s'accélèrent, les mouvements d'ouverture et de fermeture du clapet s'accélèrent semblablement. Si, par hasard, il y a une modification dans le rythme des mouvements respiratoires, — un arrêt momentané, par exemple, — les mouvements du clapet subissent une modification identique.

Quant aux stigmates abdominaux, on constate que l'insecte les tient habituellement fermés. Cependant leur glotte a, parfois, par moment, des mouvements rapides de clignottement, mais sans que ceux-ci aient aucune corrélation avec le rythme des mouvements respiratoires.

J'ai observé, chez l'Hydrophile, des phénomènes semblables, mais, avec moins de netteté.

Tableau indiquant ce que désignent les lettres et les chiffres des figures XIII à XXII.

A (jaune) Abaisseur de l'aile (S.).
B (jaune) Prétracteur de l'aile (S.).
C (jaune) Premier chef de l'élévateur de l'aile (S.).
D (jaune) Extenseur postérieur de l'aile (S.).
E Troisième extenseur de la hanche postérieure (S.).
F (jaune) Fléchisseur de la hanche postérieure (S.).
G (jaune) Deuxième chef de l'élévateur de l'aile (S.).
H (jaune) Extenseur antérieur de l'aile (S.).
I Deuxième extenseur de la hanche postérieure (S.).
J Premier extenseur de la hanche postérieure (S.).
K Cinquième fléchisseur de la hanche postérieure (S.).
L Muscle.
M Rétracteur inférieur du prothorax (S.).
N Extenseur de l'élytre (S.).
O Extenseur du fémur médian, premier chef.
P Extenseur du fémur médian, deuxième chef.
P, O, N (à la fig. XXI) Tendon commun des muscles P, O et N.
Q Fléchisseur de la hanche médiane.
R Court extenseur de la hanche médiane (S.).
S Long extenseur de la hanche médiane (S.).
T Muscle.
U Elévateur de la tête (S.).
V Conjungens coxo-abdominis (B.).
W Releveur de la grande cupule de l'aile (S.).
X Rétracteur de l'écusson (S).
Y Muscle.
Z Elévateur du corselet (S.).
β Prétracteur de l'apophyse épisternale postérieure (S.).
δ Rétracteur supérieur du prothorax (S.).
ε Rétracteur de la jugulaire (S.).

s^1 Stigmate pro-mésothoracique.
s^2 Stigmate métathoracique.
s^3 Premier stigmate abdominal.
s^4 ... s^8 Deuxième à sixième stigmates abdominaux.

1 Apophyse interne de la pièce préépaulière (S.); cette apophyse fait physiologiquement partie de l'élytre. Lorsque le muscle N, qui s'y insère, se contracte, il attire à lui cette apophyse et l'élytre est soulevée.
2 Crête chitineuse du mésothorax à laquelle s'insère le muscle O.
3 Œsophage. Intestin.
4 Colonnette chitineuse reliant le mésosternum au prophragma.

5 Mésophragma.
6 Métaphragma.
7 Grande cupule de l'aile (S.); insertion du muscle H.
8 Moignon de l'élytre.
9 Corne latérale du sternum du métathorax (S.); insertion du muscle I.
10 Appendice postérieur de la lame verticale du sternum de métathorax (S.); insertion du muscle J.
11 Moignon de l'aile.
12 Ganglion nerveux prothoracique.
13 Cordon nerveux.
14 Apophyse chitineuse; insertion du muscle X.
15 Clavicule antérieure de l'écusson (S.).
16 Petite cupule de l'aile (S.), insertion du muscle D.
17 Bord antérieur de la hanche postérieure.
18 Bord postérieur de la hanche postérieure.
19 Cavité cotyloïde de la hanche postérieure.
20 Lame verticale du sternum du métathorax (S.); insertion des muscles C et K.
21 Cavité cotyloïde des hanches médianes.
22 Apophyse de la crête chitineuse (n° 2). Un muscle Y (qui n'est indiqué que sur la fig. XXI) va de cette apophyse à la clavicule antérieure de l'écusson (n° 15).
23 Ganglion mésothoracique.
24 Espace où se développe le sac aérien *k*.
25 Hanche médiane.
26 Fémur du membre antérieur, sectionné.
27 Scutellum.
28 Apophyse épisternale.
29 Vaisseau dorsal pulsatile.
30 Muscles aliformes du vaisseau dorsal.

Fauna aquatica Europæa

LES HIRUDINÉES D'EAU DOUCE D'EUROPE

PAR LE Dr E. ROUSSEAU.

I. INTRODUCTION.

Le corps des Hirudinées est divisé en trente-quatre segments ou somites correspondant chacun à un ganglion; ces segments comprennent chacun un certain nombre d'anneaux, nombre plus considérable dans les segments moyens du corps qui sont dits *somites complets*; le nombre d'anneaux dont ils sont composés constitue un excellent caractère de classification. La ventouse postérieure est formée par sept somites, il en reste donc vingt-sept pour le reste du corps : les quatre premiers somites et parfois une partie du cinquième contribuent à former la ventouse antérieure. Le premier anneau de chaque somite est caractérisé par la présence de verrues, de papilles ou de dessins particuliers; un somite peut donc être facilement délimité; il comprend l'ensemble des anneaux compris entre le premier anneau papillifère inclus et l'anneau papillifère suivant, exclu.

La bouche est située à la partie ventrale de l'extrémité antérieure du corps; chez les Gnathobdelles, elle présente trois replis pharyngiens épais (*Herpobdellidæ*) ou trois mâchoires pourvues de dents (*Hirudinidæ*); les Rhynchobdelles ont une trompe cylindrique et très musculeuse qui fait saillie hors de la bouche au moment de la succion. La bouche est suivie d'un pharynx donnant dans un œsophage court et d'un estomac à caecums, nombreux. L'intestin ordinairement simple, mais offrant parfois des caecums se termine par le rectum qui aboutit à l'anus placé sur la face dorsale, tout près de la ventouse postérieure.

Sur la face ventrale du corps, on observe sur la ligne médiane deux orifices : le supérieur est l'orifice mâle (♂) qui donne issue à un pénis dans certains genres, à un spermatophore dans certains autres; l'inférieur est l'orifice femelle (♀). Le nombre d'anneaux séparant les deux orifices constitue un bon caractère spécifique. Au-dessus de l'orifice ♂ et au-dessous de l'orifice ♀, on remarque un rétrécissement particulier du corps délimitant la région clitellienne ou *clitellum* qui sert à l'animal à former son cocon.

Les yeux se présentent sous forme de taches noires à l'extrémité antérieure du corps; leur nombre, leur forme et leur disposition sont variables et constituent de bons caractères de détermination. Il en est de même de la forme du corps, de sa coloration et de sa musculature ; c'est cette dernière qui permet à certaines espèces de se contracter « en olive » ou qui donne à d'autres une consistance molle caractéristique.

II. RECHERCHE ET PRÉPARATION.

Les Hirudinées se rencontrent dans les eaux douces courantes ou stagnantes, sous les pierres, parmi les plantes aquatiques ou sur certains animaux sur lesquels elles vivent en parasites temporaires (Mollusques, Poissons, Batraciens, etc.).

Pour les fixer et les conserver convenablement à l'état d'extension, on obtient de très bons résultats en plaçant les Hirudinées dans un petit cristallisoir renfermant un peu d'eau à laquelle on ajoute de temps en temps, à l'aide d'un siphon d'eau gazeuse, de l'eau chargée d'anhydride carbonique. Au bout de quelques minutes, quand l'exemplaire à fixer est bien étalé, on l'inonde brusquement d'un liquide fixateur chaud (à 70°) : alcool, sublimé acétique, solution picrique, etc., et l'on conserve ensuite les spécimens dans les liquides habituels de conservation.

III. DESCRIPTIONS.

Ordre I. Rhynchobdellæ.

Hirudinées à sang blanc, armées d'une trompe protractile, dépourvues de mâchoires. Corps allongé, vermiforme ou ellipsoïde et aplati. Yeux en nombre variable. Œufs portés sur la face ventrale de la mère ou pondus dans des cocons fixés aux

corps étrangers. Ventouse antérieure circulaire. Somites moyens composés de trois, sept ou quatorze anneaux, mais jamais de cinq.

Deux familles :

Corps allongé, vermiforme. Somites moyens avec un nombre variable d'anneaux et en tout cas plus de trois. Ventouse antérieure bien distincte du corps. Cocons pondus sur des corps étrangers. ICHTHIOBDELLIDÆ.

Corps généralement ellipsoïde, aplati. Somites moyens formés de trois anneaux. Ventouse antérieure généralement confondue avec le reste du corps. Couvent leurs œufs ou leurs cocons et portent leurs petits sur la face ventrale. GLOSSOSIPHONIDÆ.

FAM. ICHTHYOBDELLIDÆ.

Corps vermiforme, allongé, cylindrique ou aplati, à partie antérieure plus étroite et formant comme un cou à la base duquel se voient les pores génitaux. Somites moyens composés de plus de trois anneaux. Ventouse antérieure bien distincte du reste du corps et portant les yeux au nombre de quatre.

Parasites des poissons dont ils sucent le sang, pondant leurs œufs dans des cocons qui sont fixés sur les corps étrangers.

Deux genres :

Corps aplati, pas plus de dix fois aussi long que large ; somites moyens comprenant sept anneaux ; des sacs branchiaux contractiles latéraux à la région postérieure du corps. *Cystobranchus.*

Corps cylindrique, au moins vingt fois aussi long que large, sans sacs branchiaux contractiles nettement visibles ; somites moyens comprenant quatorze anneaux. *Piscicola.*

Cystobranchus Dies.

Corps aplati. Yeux au nombre de quatre : les antérieurs linéaires et obliques, les postérieurs plus petits et arrondis. Somites moyens composés de sept anneaux. La région postérieure du corps porte une série d'appendices globuleux, vésicules contractiles servant à la respiration et disposées en onze paires le long des bords latéraux. Une couronne de points oculiformes sur la ventouse postérieure, près du bord.

Deux espèces en Europe :

Cystobranchus respirans (Troschel)
Piscicola respirans Troschel, 1850.
Ichthyobdella stellata Kollar, in Diesing, 1850.
Cystobranchus respirans Diesing, 1858.
Cystobranchus Troscheli Diesing, 1858.
Platybdella mammillata Malm, 1860.
Cystobranchus mammillatus Johannsson, 1896.

Corps de 29 à 40 millimètres de long sur 3 à 5 millimètres de large; d'un blanc cendré ou roussâtre en dessus, souvent parsemé de nombreux points noirs étoilés, grisâtre en dessous; la ventouse postérieure porte dix taches oculiformes à la périphérie.

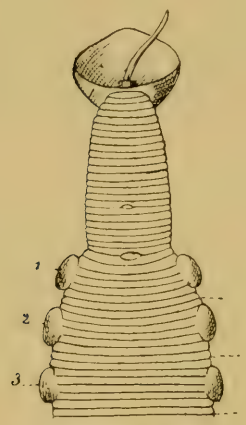


Fig. 1. Extrémité antérieure de *Cystobranchus respirans* (d'après Blanchard).

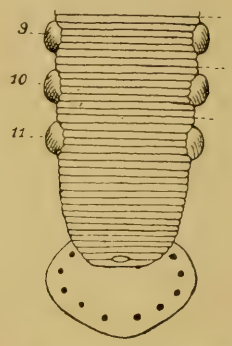


Fig. 2. Extrémité postérieure de *Cystobranchus respirans* (d'après Blanchard).

Il y a onze somites complets de sept anneaux, chaque paire de vésicules respiratoires repose sur deux anneaux successifs. Pores génitaux séparés par sept anneaux.

Habitat : Allemagne, Scandinavie, Hollande, Belgique, Suisse, Autriche, Italie. Parasite de *Barbus fluviatilis*, *Trutta fario*, *Cyprinus carpio*, *Rhodeus amarus*, *Thymallus vulgaris*, *Lota vulgaris*. — Cocons inconnus.

Cystobranchus fasciatus (Kollar)
Piscicola fasciata Kollar, 1842.
Ichthyobdella fasciata Dies., 1850.
Cystobranchus fasciatus Blanchard, 1893.

Se reconnaît aisément à ses grandes dimensions (jusque 75 millimètres de long et 8 millimètres de large) et aux dix-huit bandes violacées transversales de sa face dorsale qui divisent le corps en une série de segments inégaux; sur la partie postérieure du corps ces bandes se répètent régulièrement de sept en sept anneaux, toutefois, à l'extrémité postérieure, les deux der-

nières bandes colorées ne sont séparées l'une de l'autre que par deux anneaux clairs; derrière la dernière se voient encore six anneaux clairs. Les vésicules respiratoires sont chacune portées par un seul anneau au lieu de deux comme chez *Cystobranchus*

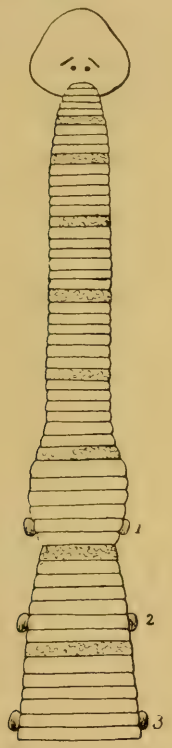


Fig. 3. Extrémité antérieure de *Cystobranchus fasciatus* (d'après Blanchard).

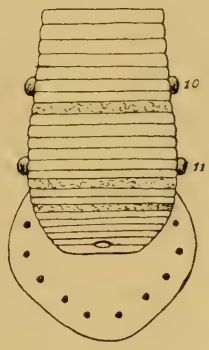


Fig. 4. Extrémité postérieure de *Cystobranchus fasciatus* (d'après Blanchard).

respirans. Un premier orifice génital se trouve à la partie postérieure du sixième segment, l'autre orifice à la partie moyenne du septième segment.

Habitat : Russie méridionale. Ectoparasite du *Silurus glanis*. Cocons inconnus.

Piscicola de Blainville

Corps cylindrique, très allongé, lisse, allant en s'élargissant d'avant en arrière, chaque segment composé de quatorze

anneaux, la région postérieure pourvue latéralement de douze petites vésicules pulsatiles, le plus souvent à peine visibles, ventouses disposées excentriquement, la postérieure avec une série paramarginale de taches oculiformes. Quatre yeux sur la ventouse antérieure, la première paire linéaire et oblique, les postérieurs petits et arrondis.

Une seule espèce européenne (1) :

Piscicola geometra (L.)
Hirudo piscium Rösel, 1747.
Hirudo geometra Linné, 1761.
Hirudo galearia Braun, 1805.
Piscicola piscium de Blainville, 1818.
Haemocharis piscium Savigny, 1822.
Piscicola geometra Moquin Tandon, 1826.
Ichthyobdella geometra de Blainville, 1827.
Ichthyobdella percæ Templeton, 1836.
Ichthyobdella piscium Egidy, 1844.
Piscicola percæ Johnston, 1846.
Piscicola perspicax Olsson, 1893.
Piscicola lippa Olsson, 1893.

Corps de 20 à 50 millimètres de long, de 1 à 2.5 millimètres de large, semi-transparent et de coloration très variable : verdâtre, jaunâtre ou brunâtre, ordinairement avec de petites taches étoilées brunes ou noirâtres disposées plus ou moins régulièrement en séries transversales et longitudinales; huit chaînes de taches elliptiques claires; la chaîne médiane dorsale est mieux marquée que les autres et forme comme une ligne longitudinale jaune des deux côtés, les taches qui la composent sont plus larges au commencement de chaque somite, les trois lignes ventrales sont peu développées et souvent oblitérées. Ventouse antérieure circulaire, n'ayant que la moitié de la grandeur de la ventouse

(1) Dans le Bulletin de la Société impériale des naturalistes de Moscou (1903, page 71), Zykoff donne la description d'une *Piscicola* qu'il croit nouvelle : *Piscicola volgensis* (appelée par lui en 1900 *Piscicola Podjapolskii*), caractérisée par son corps aplati, sa coloration brun doré, d'apparence chitineuse dans sa partie postérieure tandis que la région antérieure est incolore. Les pores génitaux sont séparés par 2 anneaux. Zykoff ne donne pas le nombre d'anneaux des somites. Trouvée sur *Acipenser schypa* Lov., dans le Volga, à Saratow.

D'après Plotnikoff (Arb. Biol. Wolga Stat. 1909), qui a retrouvé des exemplaires de cette espèce, il y aurait comme chez *Piscicola geometra* 14 anneaux dans un somite complet; la taille est de 18 millimètres environ. Les autres caractères sont ceux de *Piscicola geometra*.

postérieure, avec des taches noires cruciformes et quatre yeux; ventouse postérieure marquée en dessous de quatorze rayons brunâtres et entre ces rayons une série paramarginale de quatorze taches noires oculiformes.

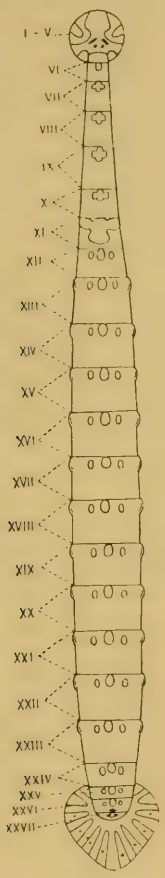


Fig. 5. Morphologie de *Piscicola geometra* (d'après Harting).

Habitat : Commune dans toute l'Europe centrale et septentrionale, ectoparasite temporaire de la plupart des poissons d'eau douce dont elle suce le sang.

Cocons de 1 à 1,5 millimètres de long, elliptiques, brunâtres, pourvus d'une forte cuticule chitineuse et renfermant un œuf. Ces cocons sont fixés sur les plantes aquatiques ou les objets immergés.

Fam. GLOSSOSIPHONIDÆ.

Corps elliptique ou ovoïde, très aplati. Somites moyens formés de trois anneaux. Ventouse antérieure ventrale, portant des yeux en nombre variable; ventouse postérieure cupuliforme, en grande partie ventrale, distincte du corps. Pas de vésicules respiratoires latérales. Orifice génital mâle débouchant sur le somite X, orifice génital femelle sur le somite XI. Six rangées longitudinales de papilles segmentaires sur la surface dorsale et quatre sur la surface ventrale, portées par le premier anneau de chaque somite. Parasites des mollusques et d'autres animaux; couvent leurs œufs ou leurs cocons et portent leurs petits sur la face ventrale.

Cinq genres en Europe :

I. Bouche au fond de la ventouse antérieure.

A. Tête cordiforme, nettement séparée du reste du corps par une sorte d'étranglement. Quatre yeux. *Hemiclepsis.*

B. Extrémité céphalique non distinctement séparée du reste du corps par une sorte d'étranglement.

α. Huit yeux. *Protoclepsis.*

β. Quatre ou six yeux. *Glossosiphonia.*

γ. Deux yeux. *Helobdella,*

II. Bouche au-dessus de la ventouse antérieure, dans la lèvre antérieure. Tête non séparée du reste du corps par un étranglement. Deux yeux. *Placobdella.*

Hemiclepsis Vejd.

Corps de taille moyenne. Tête cordiforme, nettement séparée du reste du corps par une sorte d'étranglement; bouche au fond de la ventouse antérieure; yeux au nombre de quatre. Plus de six paires de cæcums gastriques.

Une seule espèce européenne :

Hemiclepsis marginata (O.-F. Müller)

Hirudo marginata O.-F. Müller, 1774.
Hirudo variegata Braun, 1805.
Hirudo cephalota Carena, 1820.
Hirudo oscillatoria Saint-Amans, 1825.
Piscicola marginata Moq. Tand., 1826.
Piscicola tesselata Moq. Tand., 1826.
Glossobdella cephalota de Blainville, 1827.
Ichthyobdella cephalota de Blainville, 1816-1830.
Ichthyobdella marginata de Blainville, 1828.
Haemocharis marginata de Filippi, 1837.
Clepsine marginata F. Müller, 1844.

Glossiphonia marginata Moq. Tand., 1846.
Hirudo flava Dalyell, 1843.
Glossiphonia flava Johnst., 1865.
Hemiclepsis marginata Blanchard, 1894.

Corps de 15 à 30 millimètres de long et de 3 à 7 millimètres de large, plus ou moins transparent, aplati, claviforme, mais pouvant s'allonger et ressembler aux *Piscicola*. Corps d'un brun verdâtre, tacheté de fauve, avec six séries de taches jaunes et une série accessoire sur la ligne médiane du deuxième anneau de chaque somite. Extrémité céphalique cordiforme, plus large que longue, nettement séparée du reste du corps par un étranglement; ventouse postérieure du double à peu près de la ventouse antérieure et ayant à peu près la largeur de la partie postérieure du corps. Quatre yeux portés par deux anneaux consécutifs. Pores génitaux séparés par deux anneaux. Anus débouchant sur la ventouse postérieure.

Habitat : Presque toute l'Europe. Libre ou fixée sur le corps des poissons d'eau douce.

Protoclepsis Livanow

Corps de taille moyenne, bouche au fond de la ventouse antérieure, extrémité céphalique non distinctement séparée du corps par un étranglement, mais saillante; huit yeux. Plus de six paires de cæcums gastriques.

Trois espèces européennes :

I. Pores génitaux séparés par quatre anneaux. Surface dorsale d'un gris verdâtre avec six rangées longitudinales de taches orangées. *P. tesselata.*

II. Pores génitaux séparés par deux anneaux.

A. Surface dorsale brunâtre avec des taches orangées de forme et de grandeur variable, irrégulièrement disposées. *P. maculosa.*

B. Surface dorsale gris verdâtre avec six rangées longitudinales de taches jaunes. *P. meyeri.*

Protoclepsis tessellata (O.-F. Müller)

Hirudo tessulata O.-F. Muller, 1774.
Hirudo tessellata Bosc, 1802.
Erpobdella tessulata Flem., 1822.
Nephelis tessellata Savigny, 1822.
Ichthyobdella tessellata de Blainville, 1828.
Erpobdella vulgaris var. *tessellata* de Blainville, 1828.
Clepsine tessulata F. Müller, 1844.
Glossiphonia tessellata Moq. Tand., 1846.
Glossiphonia eacheana Thompson, 1846.

Hirudo vitrina Dalyell, 1853.
Haemocharis eacheana Thompson, 1856.
Theromyzon pallens Philippi, 1867.
Hemiclepsis tessellata Vejd 1883.
Clepsine tessellata Weltn., 1887.
Hemiclepsis tessellata Var. *granata* Mégnin, 1906

Corps long de 10 à 30 millimètres, large de 2 à 6 millimètres, de forme allongée et rétrécie en extension et à côtés presque parallèles, large et ovale en contraction. Coloration d'un gris olivâtre, surface dorsale marquée de six lignes longitudinales de grosses taches orangées, parfois peu apparentes ou absentes en partie; ces lignes peuvent être distinguées en submédianes, intermédiaires ou marginales. Les taches submédianes et intermédiaires sont toujours portées par le premier anneau du somite. Les taches marginales débordent ordinairement sur la face ventrale; elles sont situées sur le deuxième anneau dans les somites

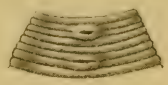


Fig. 6. Disposition des pores génitaux chez *Protoclepsis tessellata*. 3/1. (d'après Johansson).

complets, mais dans les somites raccourcis elles peuvent siéger sur le premier anneau. La ventouse postérieure est ornée de six à huit taches orangées vers le bord de la face supérieure. Les papilles segmentaires de la face dorsale se confondent avec les taches orangées. Les quatre paires d'yeux se trouvent situés sur les somites II (anneau 2), III (anneau 4), IV (anneau 7) et V (anneau 10). Le pore génital ♂ est percé entre les anneaux 28 et 29, le pore génital ♀ entre les anneaux 32 et 33, ils sont donc séparés l'un de l'autre par quatre anneaux. L'anus est percé derrière l'anneau 72.

Habitat : Presque toute l'Europe, Chili. Parasite des oiseaux aquatiques (*Anas*, *Cygnus*, *Podiceps*, etc.), dont elle suce le sang.

Protoclepsis Meyeri Livanow
Protoclepsis meyeri Livanow, 1902.
Clepsine tessulata Malm, 1860.
Glossiphonia tessellata 2° Blanchard, 1892.
Protoclepsine sexoculata Moore, 1898.

Cette espèce présente les plus grandes ressemblances avec *Protoclepsis tessellata*, avec laquelle elle avait toujours été confondue. Livanow a montré qu'elle en différait par la position

des pores génitaux : ceux-ci sont en effet séparés par deux anneaux et l'on observe ordinairement deux pores génitaux ♀ placés l'un à côté de l'autre. Taille (d'après Livanow) : 8 millimètres de long sur 3 millimètres de large.

Habitat : Russie (Kazan), Suède (Gothemburg), France (Marne). Sur les oiseaux aquatiques.

Protoclepsis maculosa (Rathke)

Clepsine maculosa Rathke, 1862.
Protoclepsis maculosa Livanow, 1902.

Corps de 20 à 50 millimètres de long et de 5 à 10 millimètres de large, d'un brun foncé, surface dorsale avec des taches orangées de forme et de grandeur variable et irrégulièrement dispo-

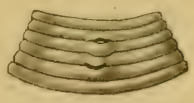


Fig. 7. Disposition des pores génitaux chez *Protoclepsis maculosa*. 4/1. (d'après Johansson).

sées; coloration de la surface ventrale plus claire avec quelques taches jaunes. La ventouse postérieure est ornée de taches orangées à sa périphérie Orifices génitaux séparés par deux anneaux, le pore génital ♀ est ordinairement double.

Habitat : Allemagne (Königsberg), Russie (Wytegra, Gouvernement Olonetz).

Glossosiphonia Johnson

Corps de taille petite ou moyenne, très aplati; extrémité céphalique non distinctement séparée du corps par un étranglement; bouche au fond de la ventouse antérieure; quatre à six yeux; ventouse postérieure petite, n'ayant pas la moitié de la largeur postérieure du corps ; six, sept ou dix paires de cæcums gastriques sublobés.

Trois espèces européennes :

I. Yeux au nombre de six, disposés deux par deux.

A. Taille assez grande (10 à 30 mm.); yeux disposés en deux rangées presque parallèles. Sept paires de cæcums gastriques. *G. complanata.*

B. Taille petite (5 à 10 mm.); yeux de la première paire beaucoup plus rapprochés (parfois même fusionnés) l'un de l'autre que ceux des deux paires suivantes. Six paires de cæcums gastriques. *G. heteroclita.*

II. Yeux au nombre de quatre, les antérieurs souvent confluents. Taille assez grande (25 à 35 mm.). Dix paires de cæcums gastriques. *G. paludosa*

Glossosiphonia heteroclita (L.)
Hirudo heteroclita L., 1761.
Hirudo hyalina O. F. Müll, 1774.
Hirudo papillosa Braun, 1805.
Hirudo trioculata Carena, 1820.
Clepsine hyalina Moq. Tand., 1826.
Clepsine carenæ Moq. Tand., 1826.
Glossobdella hyalina de Blainv., 1827.
Glossobdella trioculata de Blainv., 1827.
Glossobdella carenæ de Blainv., 1828.
Clepsina carenæ de Filippi, 1839.
Clepsina hyalina Brightwell, 1842.
Glossopora (?) *hyalina* Johnst., 1846.
Glossiphonia heteroclita Moq. Tand., 1846.
Glossiphonia carenæ Moq. Tand., 1846.
Clepsine papillosa Grube, 1851.
Glossiphonia hyalina Thomps., 1856.
Clepsine heteroclita Whitman, 1878.
Clepsine striata Apathy, 1888.
Clepsine polonica Lindenfeld et Pietruszynski, 1890.
Glossiphonia trioculata Blanchard, 1893.
Glossosiphonia heteroclita Blanchard, 1894.
Glossosiphonia heteroclita var. *catenata* Scriban, 1904.
Glossosiphonia heteroclita var. *striata* Scriban, 1904.
Glossosiphonia heteroclita var. *catenata* Scriban, 1904.

Corps de 5 à 12 millimètres de long et de 2 à 4 millimètres de large, ovale, acuminé, jaunâtre, pellucide, lisse, parfois orné sur le dos de très petits points gris ou brunâtres, offrant souvent sur la ligne médiane dorsale une série de taches brunâtres; dans

Fig. 8. Disposition des yeux chez *Glossosiphonia heteroclita* (d'après Johansson).

Fig. 9. Disposition des yeux dans la var. *papillosa* (d'après Johansson).

la variété *catenata* Scriban (Roumanie), le premier anneau de chaque somite est marqué d'une tache noire à la région médio-dorsale; dans la variété *striata* Apathy, le troisième anneau de chaque somite est marqué d'une bande transversale noirâtre.

Six yeux, les deux antérieurs très rapprochés, parfois fusionnés (var. *papillosa* Braun), ordinairement situés sur l'anneau 5, séparés des postérieurs par un, parfois par deux anneaux; les quatre yeux postérieurs situés sur deux anneaux successifs

(7 et 8), écartés de la ligne médiane, mais souvent si rapprochés l'un de l'autre dans chaque groupe qu'il ne semble y avoir que trois yeux disposés en triangle (var. *trioculata* Caréna). Un orifice génital commun entre les anneaux 28 et 29 (Harding). Anus entre le dernier et l'avant-dernier anneau.

Habitat : Europe (Europe centrale, Angleterre, Irlande, Suède, Sardaigne, Roumanie) et Amérique du Nord.

Glossosiphonia complanata (L.)
Hirudo sexoculata Bergm., 1757.
Hirudo complanata L., 1758.
Hirudo crenata Kirby, 1795.
Glossiphonia tuberculata Johnst., 1816.
Glossopora tuberculata Johnst., 1817.
Erpobdella complanata de Blainv., 1818.
Clepsine complanata Sav., 1822.
Glossopora complanata Flem., 1822.
Sanguisuga complanata Brug., 1824.
Glossobdella complanata de Blainv., 1827.
Clepsina complanata de Filippi, 1837.
Glossipora tuberculata Thomps., 1841.
Glossipora verrucata Müller, 1844.
Glossiphonia sexoculata Moq. Tand., 1846.
Glossiphonia cimiformis Baird, 1869.
Clepsine elegans Verrill, 1872.
Clepsine pallida Verrill, 1872.
Clepsine patelliformis Nichols, 1873.
Clepsine sexoculata Apathy, 1888.
Clepsine concolor Apathy, 1888.
Glossosiphonia complanata Blanchard, 1894.
Glossiphonia complanata Scharff, 1898.
Glossiphonia elegans Castle, 1900.
Glossosiphonia verrucata Johansson, 1909.
Glossosiphonia concolor Johansson, 1909.

Corps de 15 à 30 millimètres de long et de 5 à 10 millimètres de large, ovale. Dos d'un gris rougeâtre, marqué de taches noires plus ou moins confluentes et offrant deux lignes longitudinales noires interrompues, qui ornent le deuxième et le troisième anneau de chaque somite. Le premier anneau des somites présente six séries de taches jaunes, faisant parfois défaut et portant les papilles segmentaires; les internes correspondent aux lignes noires interrompues. Ventre verdâtre pâle avec deux lignes longitudinales noirâtres. Dans la variété *concolor* Apathy, le dos est brun clair avec six lignes longitudinales plus obscures et six rangées longitudinales de petites papilles;

il n'y a pas de taches jaunes ou noires; le ventre est gris verdâtre avec quatre lignes longitudinales brunâtres. Dans la variété *verrucata* Müller, le dos est verdâtre, sans taches jaunes ou noires avec de nombreux petits traits brunâtres et six rangées longitudinales de papilles fortement saillantes; le ventre présente de petits points bruns.

Trois paires d'yeux sur trois anneaux consécutifs, disposés en deux rangées subparallèles. Pores génitaux séparés par deux anneaux. Anus situé entre le dernier et l'avant-dernier anneau.

Habitat: Toute l'Europe, Etats-Unis. Parasite des mollusques d'eau douce (*Limnaea*, *Planorbis*), mais s'attaque aussi à certaines larves d'insectes (*Chironomus*).

Glossosiphonia paludosa (Carena)
Hirudo paludosa Carena, 1823.
Clepsine paludosa Moquin Tandon, 1826.
Glossobdella paludosa Blainv., 1828.
Clepsina paludosa de Filippi, 1837.
Clepsine succinata de Filippi, 1837.
Glossiphonia paludosa Moquin Tandon, 1846.
Glossiphonia succinea Moquin Tandon, 1846.
Clepsine succinea Polonio, 1863.
Glossosiphonia paludosa Blanchard, 1894.

Corps de 25 à 35 millimètres de long et de 3 à 6 millimètres de large, épais, mou et lisse, jaunâtre ou verdâtre, sans taches ni

Fig. 10. Disposition des yeux chez *Glassosiphonia paludosa* (d'après Johansson).

papilles. Quatre yeux sur deux anneaux consécutifs, les deux antérieurs souvent confluents. Deux anneaux préoculaires. Intestin pourvu de dix culs-de-sac de chaque côté.

Habitat : Europe (Allemagne, Italie).

Helobdella Blanchard

Taille petite. Ventouse antérieure non séparée du reste du corps par un étranglement, bouche au fond de la ventouse antérieure. Deux yeux assez rapprochés. Six paires de cæcums gastriques.

Deux espèces en Europe :

Helobdella stagnalis (L.)
Hirudo bioculata Bergm., 1757.
Hirudo stagnalis L., 1758.
Hirudo pulligera Dandin, 1800.
Hirudo circulans Sow., 1806.
Helluo (*Hirudo*) *bioculata* Oken, 1815.
Glossiphonia parata Johns., 1816.
Clepsine bioculata Carena, 1820.
Glossopora punctata Johns, 1825.
Erpobdella bioculata de Blainv., 1818.
Glossopora bioculata Flem., 1822.
Hirudo stagnorum Derheims, 1825.
Clepsine sowerbyi Moq. Tand., 1826.
Hirudo (*Glossobdella*) *pulligera* de Blainv., 1827.
Glossobdella bioculata de Blainv., 1828.
Erpobdella stagnalis Templeton, 1836.
Clepsina stagnalis de Filippi, 1837.
Clepsina bioculata de Filippi, 1837.
Glossiphonia bioculata Moq. Tand., 1846.
Glossiphonia circulans Moq. Tand., 1846.
Glossipora bioculata Thomps., 1856.
Clepsine filippi Polonio, 1863.
Clepsine modesta Verrill, 1872.
Clepsine submodesta Nicholson, 1873.
Clepsine viridissima Picaglia, 1887.
Glossiphonia bioculata Ninni, 1889.
Glossiphonia stagnalis Blanchard, 1894.
Glossiphonia scutifera Young, 1894.
Helobdella stagnalis Blanchard, 1896.
Glossiphonia stagnalis Scharff, 1898.
Helobdella bioculata Beyer, 1898.

Corps de 8 à 10 millimètres de long en contraction, de 20 à 25 millimètres en extension et de 2 à 4 millimètres de large,

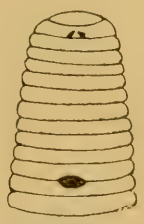


Fig. 11. Extrémité antérieure de *Helobdella stagnalis*, montrant la disposition des yeux et de la plaque dorsale (d'après Johansson).

elliptique et allongé, très aplati, dépourvu de papilles, plus ou moins transparent, d'un gris pâle, souvent avec une teinte ver-

dâtre, jaunâtre ou brunâtre, finement tacheté de noir. On trouve dans la région cervicale, une plaque chitineuse d'un roux noir, en ovale transversal, surtout bien nette chez les individus jeunes; chez l'embryon cette plaque est remplacée par une glande byssogène dont la sécrétion sert à fixer l'animal à la face ventrale du corps maternel. Orifices génitaux séparés par deux anneaux. Anus situé entre le dernier et l'avant-dernier anneau.

Habitat : Toute l'Europe, une partie de l'Asie, Etats-Unis (de l'Atlantique au Pacifique), Amérique du Sud (Paraguay, Andes).

Helobdella algira (Moquin Tandon).
Glossiphonia algira **Moquin Tandon, 1846.**
Batracobdella Latastii **Vignier, 1879.**
Helobdella algira **Brumpt, 1910.**

Corps long de 17 à 18 millimètres en moyenne, parfois moins, parfois plus, large de 3 à 5 millimètres; oblong, lancéolé, rétréci en avant avec une légère dilatation terminale ovalaire et obtuse, très aplati en dessous; légèrement coriace, un peu transparent, à crénelures marginales fines et presque effacées. Surface dorsale légèrement convexe, couverte d'une multitude de petits tubercules parmi lesquels quelques-uns, plus gros, sont disposés de manière à former six rangées longitudinales parallèles; après le vingt-sixième ou le vingt-septième anneau, on remarque une plaque arrondie, granuleuse, couleur d'ambre.

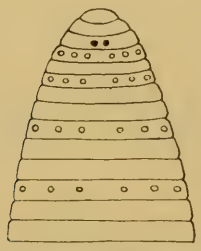


Fig. 12. Extrémité antérieure de *Helobdella algira* (d'après Blanchard).

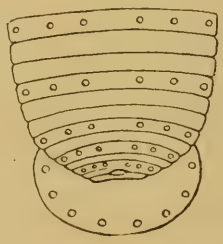


Fig. 13. Extrémité postérieure de *Helobdella algira* (d'après Blanchard).

Coloration verdâtre, plus ou moins mêlée de brun en certains endroits; il existe sur la surface dorsale quatorze lignes, bandes ou taches fauves disposées longitudinalement, séparées par treize lignes noires plus étroites. Deux yeux très rapprochés, assez gros, irrégulièrement triangulaires.

Orifices génitaux séparés par deux anneaux. Ventouse postérieure assez grande, séparée du corps par un rétrécissement court, blanchâtre, apparent dans l'extension. Anus placé entre l'avant-dernier anneau et celui qui le précède.

Bien caractérisée par sa coloration, ses petits tubercules, ses crénelures effacées, sa dilatation céphalique, sa glande dorsale et la grandeur de sa ventouse anale. Les yeux sont plus gros, plus triangulaires et plus rapprochés que ceux de *stagnalis*.

Habitat : Europe (Espagne, Portugal, Baléares), Afrique (Algérie). Parasite des Batraciens (*Discoglossus*).

Placobdella Blanchard

Corps assez grand, crustacé, ordinairement verruqueux en dessus. Deux yeux. Extrémité céphalique non distinctement séparée du corps par un étranglement. Bouche s'ouvrant dans la lèvre antérieure ou dans la partie antérieure de la ventouse. Partie antérieure de l'intestin présentant plus de six culs-de-sac de chaque côté.

Quatre espèces en Europe :

I. Bouche percée sur l'extrémité antérieure de la ventouse. Coloration uniforme brun fauve. Surface dorsale totalement dépourvue de lignes ou de tubercules. *Pl. Guernei.*

II. Bouche percée sur la lèvre antérieure :

A. Coloration uniforme, vert olivâtre. Surface dorsale parsemée de nombreux tubercules et pourvue de cinq côtes longitudinales. *Pl. carinata.*

B. Coloration brun verdâtre, avec une bande longitudinale médiane jaune interrompue par des taches noires. De chaque côté de cette bande, deux ou trois lignes longitudinales de points plus sombres, interrompues par des points blancs. Ces lignes et la bande médiane font une proéminence assez forte. *Pl. catenigera.*

C. Coloration d'un gris brun uniforme, sans taches ni bandes. *Pl Raboti.*

Placobdella Guernei Blanchard

Placobdella guernei Blanchard, 1893.

Fig. 14 et 15. Extrémités antérieure et postérieure de *Placobdella Guernei* (d'après Blanchard).

Corps de 7 millimètres de long et de 3 millimètres de large, d'une coloration uniforme brun fauve, face dorsale totalement

dépourvue de lignes ou de tubercules. La bouche n'est pas percée, comme chez les autres espèces, sur la lèvre antérieure, mais sur la ventouse elle-même et près de son extrémité antérieure. Anneaux au nombre de soixante-quatre, le dernier percé à son bord antérieur par l'anus.

Habitat, un seul exemplaire, capturé en 1881 par J. De Guerne, à Gadde Luobal, Pasvig (Europe boréale).

Placobdella carinata (Dies.)
Clepsine carinata Dies., 1850.
Placobdella carinata Blanchard, 1893.

Corps de 10 à 22 millimètres de long et de 6 à 11 millimètres de large, de consistance subcartilagineuse, ovalaire, aplati, rétréci en avant, de coloration olivâtre, surface dorsale offrant cinq côtes longitudinales : une médiane et deux autres moins saillantes de chaque côté et parsemé de nombreux tubercules

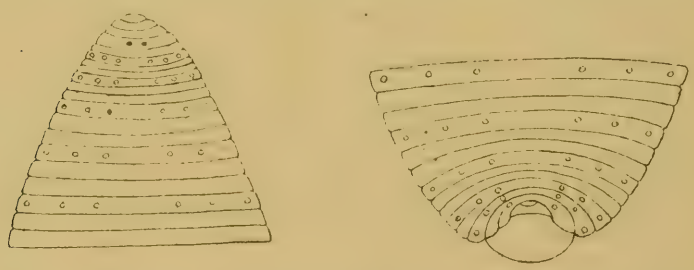


Fig. 16 et 17. Extrémités antérieure et postérieure de *Placobdella carinata* (d'après Blanchard).

disposés sans ordre apparent, ceux portant les papilles segmentaires formant six rangées longitudinales; face ventrale plus claire et lisse. Bouche percée sur la lèvre antérieure. Vingt somites complets. Anus situé entre les deux derniers anneaux. Orifices génitaux séparés par deux anneaux.

Habitat : Russie méridionale (Bas-Volga, région Caspienne), ? Hongrie méridionale, Syrie.

Placobdella catenigera (Moq. Tand.)
Glossiphonia catenigera Moq. Tand., 1846.
Clepsine costata F. Müller, 1846.
Haementeria costata de Filippi, 1849.
Clepsine catenigera Diesing, 1850.
Placobdella catenigera Blanchard, 1893.

Corps de 25 à 40 millimètres de long, de 5 à 8 de large, oblong, très large, rétréci et subobtus en avant; de consistance subcartilagineuse; de coloration brun verdâtre, plus claire sur la face ventrale. La ligne médio-dorsale est occupée sur toute sa longueur par une bande jaune interrompue par trois taches noires ou davantage, dont la situation et l'étendue varient. Sur la tête, cette bande jaune s'élargit. Entre cette bande médiane et le bord latéral courent de chaque côté deux ou trois lignes lon-

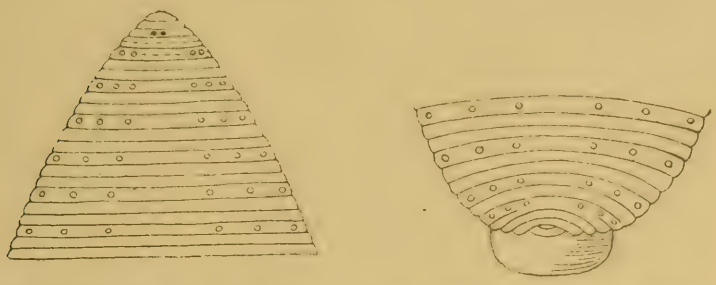


Fig. 18 et 19. Extrémités antérieure et postérieure de *Placobdella catenigera* (d'après Blanchard).

gitudinales de points plus sombres. La plus nette de ces lignes est interrompue de trois en trois anneaux par un point blanc. Ces lignes et la bande médiane font une proéminence assez forte. La ventouse postérieure est grande et marquée de rayons blancs à la face supérieure. Le bord latéral du corps semble dentelé; de trois en trois anneaux il est marqué d'une teinte plus sombre. Les papilles segmentaires sont bien apparentes. Bouche percée sur la lèvre antérieure. Anus situé au milieu du dernier anneau. Orifices génitaux séparés par deux anneaux.

Habitat : Europe méridionale (France, Italie, Crimée). Parfois sur le cou des tortues d'eau douce.

Placobdella Raboti Blanchard
Placobdella Raboti Blanchard, 1893.

Corps de 15 à 30 millimètres de long et 8 à 12 millimètres de large, d'un gris brun uniforme, un peu plus clair à la face ventrale, sans taches, ni bandes; quatre rangées longitudinales de grosses verrues saillantes un peu plus claires que le reste sur la face dorsale; ces verrues correspondent aux deux paires de papilles segmentaires médianes et intermédiaires. Les papilles

marginales existent également : elles sont plus petites, moins saillantes et très rapprochées du bord de l'anneau. Le bord libre de chaque anneau papillifère se relève légèrement en haut, d'où un aspect festonné très particulier. Les papilles vont en s'atténuant

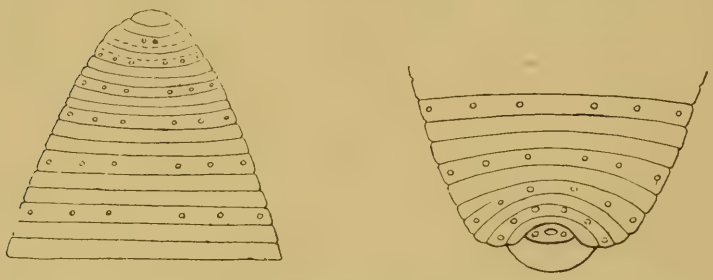


Fig. 20 et 21. Extrémités antérieure et postérieure de *Placobdella Raboti* (d'après Blanchard).

vers chaque extrémité et manquent totalement en avant du pore génital mâle. Bouche percée sur la lèvre antérieure. Soixante-sept anneaux, dix-neuf somites complets. Anus situé au milieu du dernier anneau. Orifices génitaux séparés par deux anneaux.

Habitat : Trouvée jusqu'à présent en Laponie finlandaise et en Allemagne (lac de Plön).

Ordre II. Arhynchobdellae.

Hirudinées à sang rouge ; corps allongé, vermiforme ; ventouse antérieure ventrale, non distincte du corps, formant une expansion en forme de cuiller, pas de trompe mais bouche munie de trois mâchoires dentées ou de trois plis longitudinaux. Somite complet de cinq à onze anneaux. Huit ou dix yeux. Ventouse postérieure ventrale, discoïde, distincte du corps. Œufs pondus dans des cocons ou des capsules.

Deux familles :

Pharynx pourvu de mâchoires dentées. Somite complet ordinairement pentamère. Cinq paires d'yeux disposés en fer à cheval. *Gnathobdellidæ.*

Pharynx dépourvu de mâchoires, mais à trois plis longitudinaux plus ou moins marqués (pseudognathes). Somite complet ayant de cinq à onze anneaux. Huit yeux disposés en deux rangées transversales.

Herpobdellidæ.

FAM. GNATHOBDELLIDAE.

Pharynx armé de trois mâchoires dentées, une supéro-médiane, deux inféro-latérales. Cinq paires d'yeux disposés en fer à cheval (sur les somites I à V), la première paire manquant parfois. Quatre à six rangées de papilles segmentaires sur le ventre, six à huit rangées sur le dos. Somite complet formé de trois à sept anneaux. Pores néphridiaux s'ouvrant sur les côtés du dos ou le plus souvent du ventre. Ouverture anale ordinairement située au dernier anneau.

Œufs pondus dans des cocons grands, épais, spongieux, cachés dans la terre.

Comprend deux sous-familles, les *Hirudininæ* et les *Haemadipsinæ*, la première seule renfermant des formes aquatiques, la deuxième renfermant une espèce terrestre des Alpes autrichiennes : *Xerobdella Lecomtei* Frauenf.

SUBFAM. HIRUDININÆ.

Seize somites complets formés de cinq anneaux. Six rangées de papilles segmentaires sur le ventre, huit rangées sur le dos. Pores néphridiaux sur la face ventrale. Orifices génitaux séparés par cinq anneaux.

Trois genres en Europe :

I. Mâchoires armées de nombreuses dents aiguës disposées sur une seule rangée :

A. Lèvre supérieure creusée d'un sillon en dessous. Plus de cent dents ornées de papilles. *Limnatis*.

B. Lèvre supérieure non creusée d'un sillon en dessous. De cinquante à cent dents dépourvues de papilles. Anus très petit. *Hirudo*.

II. Mâchoires armées de deux séries de dents obtuses et peu nombreuses, dépourvues de papilles. Anus large. *Haemopis*.

Limnatis Moquin Tandon

Mâchoires armées d'une rangée de plus de cent dents très aiguës, ornées de papilles. Lèvre antérieure creusée d'un sillon en dessous.

Une seule espèce européenne :

Limnatis nilotica (Savigny)
Bdella nilotica Savigny, 1820.
Erpobdella vulgaris Delle Ch., 1823.
Erpobdella Sebelia Delle Ch., 1823.

Sanguisuga aegyptiaca Moq. Tand., 1826.
Limnatis nilotica Moq. Tand., 1826.
Haemopis vorax Moq. Tand. (partim), 1826.
Hirudo (Bdella) nilotica Blainv., 1827.
Palacobdell i nilotica Blainv., 1828.
Haemopis sanguisuga Moq. Tand., 1846.

Corps long de 100 à 150 millimètres, large de 10 à 15 millimètres, dos versicolore, rouge fauve ou verdâtre, marqué ordinairement de quatre lignes noires, orné quelquefois d'une bande médiane jaune ou verte, à flancs ornés d'une bande orangée. Ventouse postérieure de grande taille, au moins double de l'antérieure. Plus de cent dents. Intestin pourvu de chaque côté de dix grands culs-de-sac à bord lobé, le dernier plus grand et réfléchi en arrière. L'anus s'ouvre derrière le dernier anneau.

Habitat: Europe méridionale (Italie, Sicile, Sardaigne, Espagne, Portugal, Baléares, Açores), nord de l'Afrique, Asie occidentale. Se fixe fréquemment dans la bouche, la gorge ou les fosses nasales des animaux allant à l'abreuvoir ou même de l'homme. Ne se contracte pas en olive, comme les *Hirudo*.

Hirudo L.

Mâchoires armées d'une rangée de cinquante à cent dents très aiguës, dépourvues de papilles. Lèvre antérieure non creusée

Fig. 22. Disposition des yeux chez les *Gnathobdellidae*.

Fig. 23. Extrémité antérieure de *Hirudo medicinalis*.

d'un sillon en dessous. Ouverture anale très petite, à peine visible. Ventouse postérieure large comme les deux tiers de la plus grande largeur du corps.

Deux espèces européennes :

Dos olivâtre ou verdâtre avec six bandes longitudinales brunes plus ou moins marquées. Chaque mâchoire comprenant de 80 à 90 dents.
H. medicinalis.

Dos verdâtre ou jaunâtre avec six taches noires cerclées de rouge ou rouges cerclées de noir sur le dernier anneau des somites. Chaque mâchoire comprenant de 65 à 75 dents. ***H. troctina.***

Hirudo medicinalis (L.)
Hirudo medicinalis Bergmann, 1757 ; L., 1758.
Hirudo venesector. Braun, 1805.
Sanguisuga medicinalis Sav., 1820
Sanguisuga officinalis Sav., 1820.
Hirudo provincialis Carena, 1820.
Hirudo verbana Carena, 1820.
Hirudo officinalis Derh., 1825.
Hirudo stagnorum Derh., 1825.
Sanguisuga verbana Moq. Tand., 1826.
Sanguisuga marginata Risso, 1826.
Sanguisuga carena Riso, 1826.
Sanguisuga obscura Moq. Tand., 1826.
Iatrobdella (*Hirudo*) *medicinalis* de Blainv., 1828.
Sanguisuga chlorogastra Brandt et Ratzeb., 1829.
Hirudo marginata Moq. Tand., 1846.

Corps de 80 à 150 millimètres de long, de 10 à 20 millimètres de large; dos très versicolore, gris olivâtre, vert ou bleu, marqué de six lignes brunes plus ou moins distinctes, sur lesquelles se voient assez souvent des points noirs en forme de larmes, qui les effacent plus ou moins. Ventre olivâtre pâle, plus ou moins tacheté de noir, marqué de chaque côté d'une bande marginale noire. Intestin pourvu de chaque côté de dix culs-de-sac à bord entier, dont le dernier plus grand est réfléchi en arrière. Dans les mâchoires, quatre-vingts à quatre-vingt-dix dents.

Présente un nombre très considérable de variétés.

Fig. 24. Disposition des pores génitaux chez *Hirudo medicinalis*, 2/1 (d'après Johansson).

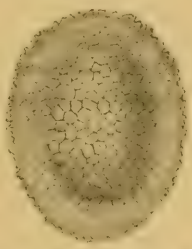


Fig. 25. Cocon de *Hirudo medicinalis*, 3/2 (d'après Johansson).

Habitat : Europe; autrefois commune partout, mais a disparu de beaucoup de régions par suite de la chasse intense dont elle a été l'objet. Elevée dans certains marais.

L'animal peut se contracter en olive. Le cocon a de 15 à 20 millimètres de long sur 10 à 15 millimètres de large, est

ovale, formé d'un tissu spongieux très serré, fin et gris roussâtre. La capsule qu'il recouvre est mince, élastique, brunâtre et aréolée; elle offre à chaque extrémité deux petits épaississements qui tombent au moment de l'éclosion et laissent à leur place deux trous arrondis par où s'échappent les jeunes sangsues. Chaque cocon renferme de six à dix-huit œufs.

Hirudo troctina Johnson
Hirudo troctina Johnson, 1816.
Sanguisuga interrupta Moq. Tand., 1826.
Sanguisuga troctina Moq. Tand., 1826.
Hirudo (Iatrobdella medicinalis, var. *tessellata* Blainv., 1827.
Hirudo interrupta Leuckart, 1863.

Corps de 80 à 100 millimètres de long, de 12 à 18 millimètres de large; dos vert ou jaunâtre; flancs ornés d'une bande orangée; sur le dernier anneau du somite, six taches noires cerclées de rouge ou rouges cerclées de noir (ces taches, qui ressemblent à celles de la truite, ont valu à cette espèce son nom de *troctina*). Ventre plus pâle que le dos, tacheté de noir ou concolore, à bords ornés d'une bande noire. A chaque mâchoire soixante à soixante-quinze dents.

Habitat : Europe méridionale (Espagne, Italie, Sicile, Sardaigne), Afrique (Algérie, Maroc).

Ne se contracte pas en olive, comme l'*Hirudo medicinalis* L.

Hæmopis Savigny

Œsophage pourvu de douze plis longitudinaux saillants, les trois plus grands portant les mâchoires, celles-ci armées de deux séries de dents obtuses et peu nombreuses, dépourvues de papilles. Lèvre antérieure non creusée d'un sillon en dessous. Ventouse postérieure petite. Anus large. Intestin orné seulement de deux culs-de-sac infléchis en arrière.

Une seule espèce en Europe :

Haemopis sanguisuga (Linné)
Hirudo sanguisuga Merret 1667; Linné, 1758.
Hirudo gulo Braun, 1805.
Hirudo vorax Johns., 1816.
Hirudo sanguisorba de Blainv., 1818.
Hæmopis nigra Sav., 1820.
Hæmopis sanguisorba Sav., 1820.
Hæmopis luctuosa Sav., 1822.
Hæmopis lacertina Sav., 1822.
Hirudo carnivora Brossat, 1822.

Hirudo vorax Moq. Tand., 1826.
Aulastoma nigrescens Moq. Tand., 1826.
Hirudo (Pseudobdella) nigra de Blainv., 1827.
Hirudo (Hippobdella) sanguisuga de Blainv., 1827.
Pseudobdella nigra de Blainv., 1828.
Hippobdella sanguisorba de Blainv., 1828.
Hirudo (Pseudobdella) vorax Gervais, 1836.
Hæmopis vorax de Filippi, 1837.
Hæmopis ornata de Filippi, 1837.
Aulastoma gulo Moq. Tand., 1846.
Hæmopsis vorax Johnst., 1846.
Hæmopsis nigra Johnst., 1846.
Hæmopsis sanguisuga Hardy, 1850.
Aulostomum gulo Dies., 1850.
Typhlobdella Kovatsi Dies., 1850.
Aulacostomum gulo Grube, 1851.
Typhlobdella Kovaczi Schmidl., 1856.
Aulostomum italicum Polonio, 1860.
Aulostoma gulo Johnst., 1865.
Aulostoma nigra Johnst., 1865.
Aulastomum lacustris Leidy, 1868.
Aulastomum gulo Rhode, 1891.

Corps ayant 25 à 35 millimètres de long et 10 à 12 millimètres de large à l'état de contraction, 90 à 100 millimètres de long et 5 à 6 millimètres de large à l'état d'extension complète, mou, aplati, atténué en avant, arrondi en arrière; dos noir, olivâtre ou brunâtre, concolore ou marqué de taches noires, éparses ou disposées suivant deux bandes longitudinales; ventre de couleur plus claire, concolore ou taché de noir, flancs ornés parfois d'une bande jaune. Mâchoires armées de quatorze à dix-huit paires de dents blanches et inégales.

Présente de nombreuses variétés de coloration. Le *Typhlobdella Kovatsi* Dies., espèce aveugle trouvée dans des cavernes en Hongrie, n'est qu'une aberration.

Habitat : Europe. Se nourrit de lombrics, de têtards et de larves d'insectes; envahit parfois les cavités respiratoires du bétail; ne peut se contracter en olive.

Les cocons sont ovoïdes, plus petits et plus courts que ceux de l'*Hirudo medicinalis* et recouverts d'un tissu plus lâche et moins régulier.

Fam. HERPOBDELLIDÆ.

Pharynx dépourvu de mâchoires dentées, orné parfois de trois repris chitineux (*pseudognathes*) inermes, un inféro-médian et deux supéro-latéraux. Huit yeux répartis en

deux groupes séparés par plusieurs anneaux et comprenant deux paires antérieures et deux paires postérieures. Papilles segmentaires très nombreuses, non apparentes. Anneaux au nombre de cinq à onze dans le somite complet, assez souvent inégaux. Pores néphridiaux débouchant sur les côtés de la face ventrale. Intestin sans culs-de-sac latéraux. Ouverture génitale ♂ beaucoup plus grande que l'ouverture ♀, qui est souvent à peine visible. Ouverture anale grande, séparée de la ventouse postérieure par quelques anneaux (ordinairement trois).

Œufs pondus en petit nombre dans des capsules elliptiques, aplaties, transparentes, adhérant aux pierres ou aux plantes aquatiques.

Deux genres :

Dix-huit somites complets formés de cinq anneaux ordinairement égaux, le troisième anneau des somites parfois plus grand que les autres et dédoublé de façon à simuler un somite de six anneaux. *Herpobdella.*

Dix-sept somites complets formés de six anneaux, le quatrième anneau de chaque somite plus court, les deux derniers ordinairement dédoublés, de façon à simuler un somite comprenant trois grands anneaux en avant et cinq plus courts en arrière; parfois les trois anneaux antérieurs sont aussi dédoublés et le somite comprend alors onze anneaux. *Trocheta.*

Herpobdella de Blainville.

Somite complet formé de cinq anneaux subégaux ou dont le troisième, plus grand, est dédoublé. Huit yeux (rarement seulement six) disposés en deux groupes : l'antérieur sur un seul et même anneau ou parfois sur deux anneaux consécutifs, le postérieur séparé de l'antérieur par deux anneaux.

Trois espèces européennes :

I. Pores génitaux séparés par quatre anneaux. *H. testacea.*

II. Pores génitaux séparés par un à trois anneaux.

A. Pores génitaux séparés par trois anneaux; le troisième anneau du somite complet est conformé comme les autres; sur chaque somite, le cinquième anneau coloré en jaune. *H. octoculata.*

B. Pores génitaux séparés par un anneau; le troisième anneau du somite est plus grand et dédoublé. Surface dorsale d'un brun foncé avec des lignes longitudinales plus sombres. *H. lineata.*

Herpobdella testacea (Savigny).

Hirudo vulgaris ε Müller, 1774.
Nephelis testacea Savigny, 1820.
Nephelis octoculata Malm, 1863; Blanchard, 1892.
Herpobdella octoculata Blanchard, 1894; Johansson, 1909.
Herpobdella testacea Johansson, 1910

Corps de 20 à 45 millimètres de long sur 2 à 4 millimètres de large, moins aplati que *octoculata* à bords arrondis, coloration de la surface dorsale uniforme variant du brun jaunâtre ou rougeâtre au noir, souvent avec une ligne longitudinale plus claire ou plus sombre, surface ventrale un peu plus claire. Les cinq anneaux des somites sont de même grandeur ; ouvertures génitales séparées l'une de l'autre par quatre anneaux.

Europe, confondu souvent avec *octoculata*.

Fig. 26. Disposition des pores génitaux chez *Herpobdella testacea* (d'après Johansson).

Fig. 27. Cocon de *Herpobdella testacea*, 4/1 (d'après Johansson).

Var. *sexoculata* Schneider.

Nephelis sexoculata Schneider, 1883.
Herpobdella octoculata var. *sexoculata* Blanchard, 1893.

Six yeux.

Var. *nigricollis* Brandes.

Hirudo vulgaris β Müller, 1774.
Nephelis octoculata var. *normalis* Lindenfeld et Pietruszynski, 1890.
Nephelis nigricollis Brandes, 1900.
Herpobdella nigricollis Johansson, 1909.

Caractérisée par sa transparence qui permet de distinguer l'enveloppe pigmentaire du système nerveux, se montrant sous la forme d'une bande noirâtre entre les yeux.

Herpobdella octoculata (Linné)

Hirudo octoculata Linné, 1758.
Hirudo vulgaris (partim) Müller, 1774.
Hirudo atomaria Carena, 1820.
? *Nephelis atomaria* Moq. Tand., 1826.
? *Nephelis octoculata* var. *atomaria* Moq. Tand., 1846.
Nephelis reticulata Malm, 1863.
Nephelis scripturata Schneider, 1885.
Nephelis atomaria Blanchard, 1892.
Herpobdella atomaria Blanchard, 1894; Johansson, 1909.
Herpobdella atomaria var. *Meyeri* Blanchard, 1896.
Herpobdella octoculata Johansson, 1910.
Herpobdella octoculata var. *pallida* Johansson, 1910.

Corps de 20 à 60 millimètres de long et de 2 à 3 millimètres de large, subcylindrique en avant, aplati en arrière; coloration extrêmement variable, pâle et concolore sur la surface ventrale. brunâtre ou verdâtre sur la surface dorsale, certains exemplaires fortement pigmentés (*atomaria* Carena), d'autres de petite taille et non pigmentés (*pallida* Johansson); une rangée transversale

Fig. 28. Disposition des yeux chez *Herpobdella octoculata*.

de taches jaunâtres ou roussâtres sur la face dorsale de chaque anneau, mais plus apparentes sur le cinquième anneau de chaque somite. Les cinq anneaux d'un somite complet subégaux. Pores génitaux séparés par trois anneaux, par deux dans la var. *Meyeri* Blanchard.

Habitat : Presque toute l'Europe.

Herpobdella lineata (O. F. Müller)

Hirudo lineata Müller, 1774.
Nephelis quadristriata Grube, 1850
Nephelis lineata Budde Lund, 1873.
Nephelis gallica Blanchard, 1892.
Dina blaisei Blanchard, 1893.
Dina quadristriata Blanchard, 1894.
Nephelis bistriata Brandes, 1908.
Herpobdella bistriata Johansson, 1909.
Herpobdella lineata Johansson, 1910.

Corps de 45 à 80 millimètres de long sur 4 à 6 millimètres de large, assez fortement aplati, brunâtre et verdâtre sur la surface dorsale avec deux bandes longitudinales plus sombres de chaque côté de la ligne médiane (parfois la coloration est uniformément sombre, d'autres fois les deux bandes longitudinales les plus externes manquent), surface ventrale un peu plus claire. Troisième anneau de chaque somite considérablement plus large que les précédents et dédoublé par un sillon transversal plus ou moins visible; orifices génitaux séparés par un seul anneau. Nombre des yeux variable.

La var. *gallica* Blanchard, du sud de la France, est de petite taille.

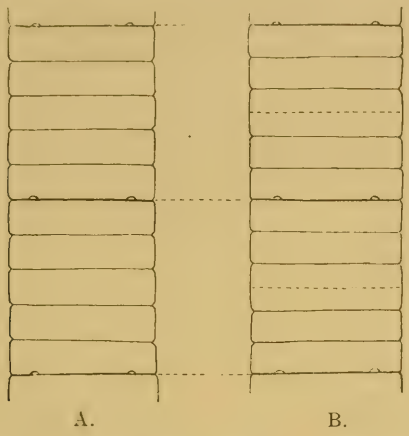


Fig. 29. Schéma de la constitution du somite : A. chez *Herpobdella testacea* et *octoculata* ; B. chez *Herpobdella lineata* (d'après Blanchard).

Habitat : Europe (Italie, France méridionale, Allemagne, Espagne, Portugal, Açores), Asie Mineure, Amérique (Etats-Unis, Mexique), Afrique (Algérie).

Trocheta Dutrochet

Dix-sept somites complets formés de six anneaux, le quatrième plus court, les autres égaux entre eux. Le somite reste rarement en cet état; plus souvent l'un des deux derniers anneaux ou tous les deux sont dédoublés transversalement, en sorte que le somite est formé de huit anneaux, trois grands en avant et cinq plus courts en arrière. Parfois même les trois anneaux antérieurs peuvent être dédoublés de la même manière, en sorte que le somite semble finalement être composé de onze anneaux courts. Nombre et disposition des yeux variables, normalement comme chez *Herpobdella*.

Une seule espèce européenne :

Trocheta subviridis Dutrochet

Trocheta subviridis Dutrochet, 1817.
Trochetia subviridis de Blainv., 1818.
Nephelis gigas Moq. Tand., 1826.
Nephelis Trochetia Moq. Tand., 1826.
Hirudo (Geobdella) Trochetii de Blainv., 1827.
Erpobdella vulgaris var. *gigas* de Blainv., 1827.

Hirudo (Geobdella) viridis de Blainv., 1827.
Geobdella trochetii de Blainv., 1828.
Trochetia cylindrica Orley, 1886.
Nephelis trocheta Apathy, 1888.

Corps de 80 à 140 millimètres de long (de plus du double quand l'animal est en complète extension), de 7 à 15 millimètres de large; allongé, vermiforme, plus ou moins cylindrique en avant, aplati en arrière, à bords carénés; coloration variable (var. *communis, rufescens, nigrescens, brunnea, rubella* et *car-*

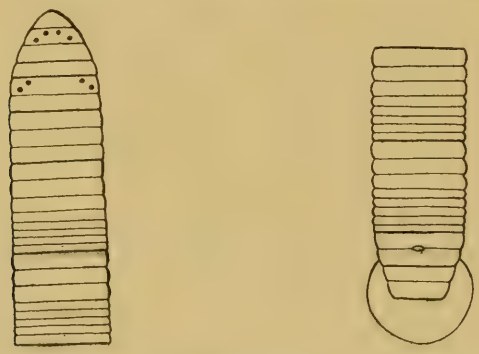


Fig. 30 et 31. Extrémités antérieure et postérieure chez *Trocheta subviridis* (d'après Harting).

nea de Moquin-Tandon), ordinairement vert grisâtre ou rouge, offrant généralement deux bandes brunes longitudinales paramédianes sur la surface dorsale; le ventre est de coloration plus pâle.

Habitat : Europe occidentale (France, Italie, Angleterre). Se nourrit de lombrics, amphibie.

Cocons de 9 à 14 millimètres de long sur 6 à 8 millimètres de large, elliptiques, aplatis, d'un brun sombre, fixés aux corps étrangers.

IV. SPECIES INCERTÆ SEDIS.

Pinacobdella Diesing

Corpus elongatum, subcylindricum, utrinque, antrorsum insuper in collum attenuatum, scutellato-tabulatum, scutelis s. tubulis duriusculis semicircularibus, dorsalibus 17 et totidem ventralibus, sutura utrinque marginali longitudinali sinuata

sejunctis; canaliculo undulato dorsali et sulco ventrali recto, medianis aequilongis.

Caput collo continuum. Os terminale labio supero semicirculari tectum, labio infero brevissimo, maxillis internis tribus cartilagineis pyramidalibus triquetris, apicibus convergentibus. Ocelli nulli. Acetabulum simplex subbasilare, ventrale, centro affixum, orbiculare. Aperturæ genitalium... Tractus intestinalis unicruris s. simplex, ano stipatus; anus dorsalis supra acetabulum. Ovipara. — In lacubus Georgiæ.

Pinacobdella Kolenatii Diesing

Syst. Helm., I, 1850, p. 458. — Denkschr. Kais. Akad. Wiss. Wien., XIV, 1858, p. 76, t. III, fig. 18-24.

Corpus scutellis dorsalibus et ventralibus rubro brunneis, transverse nigro-fusco striatis, granulatis. Collum annulis ad 15 angustis cinctum. Longit. corp. ad 10'''; crassit. medio 2'''; longit. colli 1 1/2'''; crassit 3/5'''.

Habitaculum : In lacu Sullu-ghöll (lacus Hirudinum), in parte boreali provinciæ Karabagh (Kolenati) (Caucase).

V. BIBLIOGRAPHIE

(1767). C. LINNAEUS, Systema naturæ, ed. XII.
(1774). O.-F. MULLER, Vermium terrestrium et fluviatilium.
(1776). Id. Zoologie Danicæ Prodromus.
(1779). P.-M. DANA, Sur une nouvelle espèce de sangsue, *Hirudo alpina* (Mém. R. Acad. Sc. Torino).
(1780). O. FABRICIUS, Fauna Groenlandica.
(1783). J. BARBUT, The Genera Vermium... Linnæi.
(1788). J.-F. GMELIN, Systema naturæ Linnæi, ed. XIII.
—. O.-F. MULLER, Zoologia Danica.
(1791). SHAW, Description of the *Hirudo viridis*, a new English Leech (Trans. Linn. Soc. Lond. 1).
(1794). W. KIRBY, Description of three new species of *Hirudo* (Trans. Linn. Soc. Lond. II).
(1798). G. CUVIER, Tableau élémentaire de l'Histoire naturelle des animaux.
(1802). L. BOSC, Histoire naturelle des vers.
(1803). F. VON SCHRANK, Fauna Boica.
(1807). W. TURTON, British Fauna.
(1805). J. BRAUN, Systematische Beschreibung einiger Egelarten.
(1812). T. PENNANT, The British Zoology.
(1815). W.-E. LEACH, Zoological Miscellany.
(1817). H. DUTROCHET, Note sur une Annélide d'un genre nouveau (Bull. Sc. Soc. Philomat., Paris).
—. J.-R. JOHNSON, Observation on *Glossopora* (Phil. Trans. Ray. Soc. Lond.).
—. G. CUVIER. Le règne animal.
(1818). J. DE LAMARCK, Histoire naturelle des animaux sans vertèbres.
(1819). L. BOSC, Article « Sangsue » (Nouveau dictionnaire d'Hist. nat.).
(1820). H. CARENA, Monographie du genre *Hirudo*... (Mem. Real. Acad. Sc. Torino, XXV).
(1822). H. SAVIGNY, Système des Annélides.
(1823). H. CARENA, Monographie du genre *Hirudo*. Supplément (Mem. Real. Accad. Sc. Torino. XXVIII).
—. E. DELLE-CHIAJE, Sulla Sanguisuga medicinale (Mem. storia animali senze vert. del Regno di Napoli).
—. H. DE BLAINVILLE, Article « Vers » (Dict. des Sc. nat. LVII).
(1824). J.-G. BRUGUIÈRE, Tableau encyclopédique et méthodique des trois Règnes de la nature.
—. W.-L. LEACH, Article « Annulosa » (Encyclop. Britannica Supp').
(1825). J.-L. DERHEIMS, Histoire naturelle et médicale des sangsues.
— B. DE SAINT-AMANS, Description d'une nouvelle espèce de sangsue (Mém. Soc. Linn. de Paris. III).
—. J.-R. JOHNSON, Further observations on the medicinal Leech.
(1826). A. MOQUIN-TANDON, Monographie de la famille des Hirudinées.
—. B. PAYRAUDEAU, Catalogue descriptif des Annélides de l'île de Corse.
—. A. RISSO, Histoire naturelle de l'Europe méridionale.

(1826). J. Savigny, Système des Annélides. Deuxième édition.
(1827). K. von Baër, Beiträge zur Kentniss der niedern Thiere (Nov. Act. Phys. Med. Acad. Naturæ curiosorum, XIII).
—. H. de Blainville. Article « Sangsue » (Dict. des Sc. Nat. XLVII).
—. J.-R. Johnson, Examen critique de la monographie du genre *Hirudo* de Carena (Journ. of Sc. and Arts).
(1829). V. Audouin, Article « Sangsue » (Dict. class. d'Hist. nat. XV).
(1830). L.-G. Muller, Die medicinische Blütegel.
(1836). G. Cuvier, Le Règne animal, édition III.
—. G.-L. Duvernay, Sur les sangsues et en particulier sur la sangsue du cheval (Soc. d'Hist. nat. de Strasbourg).
—. R. Templeton, A Catalogue of the Species of annulose Animals, found in Ireland (Ann. Mag. Nat. Hist. IX).
(1837). F. de Filippi, Memoria sugli annelidi della famiglia delle sanguisughe.
(1838). J. de Lamarck, Histoire naturelle des animaux sans vertèbres, éd. II
—. A. Charpentier, Monographie des sangsues médicinales et officinales.
(1841). W. Thompson, Additions to the Fauna of Ireland (Ann. Mag. Nat. Hist. VII).
(1842). T Brightwell, On *Hirudo geometra* L., and some other species of British Freshwater Leeches (Ann. Mag. Nat. Hist. IX).
(1844). F. Muller, Ueber *Hirudo tessulata* and *marginata* (Arch. für Naturgesch.).
—. Id., De Hirudinibus circa Berlinum hucusque observatis. naug. Diss.
—. W. Thompson, Additions to the Fauna of Ireland (Ann. Mag. Nat. Hist. XIII).
(1845). G. Johnston, An Index to the British Annelides (Ann. Mag. Nat. Hist. XVI).
(1846). A. Moquin-Tandon, Monographie de la famille des Hirudinées, éd. II.
—. W. Thompson, Additions to the Fauna of Ireland (Ann. Mag. Nat. Hist. XVIII).
(1848). F. Leydig, Zur Anatomie von *Piscicola geometra* (Zeitschr. Wiss. Zool. I).
(1850). S.-E. Gray, On a Leech new to the British Fauna (*Trocheta*).
—. C.-M. Diesing, Systema Helminthum.
—. F.-H. Troschel, *Piscicola respirans* (Arch. für Naturg. XVI).
(1851). E. Grube, Die Familien der Anneliden, Berlin.
(1856). W. Thompson, Natural History of Ireland. IV.
(1857). Ebrard. Nouvelle monographie des sangsues médicinales.
(1858). C.-M. Diesing, Vierzehn Arten der Bdellideen (Denkschr. Akad. Wiss. Wien. XIV).
(1860). A.-F. Polonio, Catalogo delle Bdellidee italiane, Pavia.
—. W. Houghton, On the Discovery of the Snail-Leech (*Glossiphonia marginata*) in England (Ann. Mag. N. H. (3). V.).
(1861). A.-F. Polonio, Monographia del genere *Aulastomum* (Atti. delle Soc. Ital. di sc. nat. Milano, III).
(1861). W. Houghton, Remarks on the Glossiphonidæ, a Family of discophorous Annulata (Quart. Journ. Micr. Soc. I).

(1863). A.-W. Malm, Svenska Iglar, Disciferæ (Götheborgs Samh. Handl. VIII).
—. A.-F. Polonio, Bdellideorum italicorum prodromus, Bononiæ.
(1865). W. Houghton, « Snail Leeches », with a Monograph of the British Species (Intellectual observer).
—. G. Johnston, A Catalogue of the British non-parasitical Worms in the British Museum.
(1869). W. Baird, Descriptions of some new suctorial Annelides in the Collection of the British Museum (Proc. Zool. Soc.).
—. J. Gedge, Rediscovery of *Trocheta subviridis* (in England) (Ann. Mag. N. H. [4]. III).
(1870). H. Lee, On a new locality for *Trocheta subviridis* (Ann. Mag. of N. H. [4] VI).
(1871). A.-E. Grube, Beschreibung einiger Egel-Arten (Arch. für Naturg. XXXVII).
—. Id., Ueber die Fauna der Bäikalsees sowie über einige Hirudineen und Planarien anderer Faunen (Jahresber. Schles. Ges. XLIX).
(1872). O. Jensen. — (Nyt. Mag. Naturv. XIX). (Hirudinées de la Norvège méridionale.)
(1873). P. Panceri, Catalogo degli Annelidi, Gefirei e Turbellarii d'Italia (Atti della Soc. ital. di Scienze nat. XVIII).
(1874). Buddelund. *Hirudo lineata* O. F. M. = *Nephelis quadristriata* Gr. (Försk. Sk. Naturf. XI).
—. F. Vejdovsky, A list of the Discophora and Oligochaeta of Bohemia (Sitzungsber. Böhm. Ges.).
(1875). P. Olsson, Bidrag till Skandinaviens helminth fauna I. (Kongl. Svensk. Vet. Ak. Handl. XIV).
(1876). R. Latzel, Beitr. zur Fauna Kärntens (Jahrb. Naturh. Landesmus. von Kärnten. XII).
(1877). J.-E. Harting, On the occurence in England of Dutrochet's Land Leech (*Trocheta subviridis*) (Zoologist [3]. I).
—. L. Picaglia, I Discofori raccolti e classificati dal Dott. Luigi Picaglia (Ann. Soc. Nat. Modena. XI).
(1879). P. Tauber, Annulata Danica. Kjöbenhavn.
(1882). Levinsen, Syste natisk-geografisk Oversigt over de nordiske annulata (Vidensk. Meddel fra den naturh. Forening i Kjöbenhavn).
(1883). Vejdovsky, Exkrecni sonstava Hirudinei (Kral. ceské spolecnosti nank).
(1884). A. Schneider, Ueber *Nephelis scripturata* (n. sp.) (Zool. Beitr. I).
—. C.-O. Whitman. The external Morphology of the Leech (Proc. Am. Acad. Arts and Sc. XX).
(1885). R. Saint-Loup, Recherches sur l'organisation des Hirudinées (Ann. Sc. Nat. [6]. XVIII).
—. Id., Remarques sur la morphologie des Hirudinées d'eau douce (Bull. Soc. Philom [1]. IX).
(1886). L. Orley, A magyarországi pioczák faunaja (Fauna Hirudinearum Hungariae) (Math. és termeszett. Közlem. XXII).
(1886). R. Saint-Loup, Sur une nouvelle Ichthyobdelle (C. R. Ac. Sc. CII).

(1887). R.-J. Harvey-Gibson, An abnormal *Hirudo medicinalis* (Nature. XXXV).
(1888). S. Apathy, Süsswasser-Hirudineen (Zool. Jahrb. III).
—. Id., Systematische Streiflichter (Arch. f. Naturg. I).
—. Id., Analyse der aüsseren Körperform des Hirudineen (Mitt. Z. Stat. Neapel. VIII).
—. Id., Notiz über die Ringelung von *Piscicola* (Zool. Anz.).
—. Id., A Magyarorszagi Pivezak Faunaja (Math. term Köz. XXIII).
—. E. Dugés, Una nueva Sanguizuela, *Nephelis mexicana* nobis (La Naturaleza [2]. I).
(1889). A.-P. Ninni, Nota di caccia... Hirudinea raccolte nelli acque dolci del Veneto (Rivista ital. di scienze nat. IX).
—. A.-R. Spoof, Notes about some Species of non-parasitical Worms found in Finland. Abò.
(1890). H. Lindenfeld et S. Pietruszynski, Przyczynek do Fauny Pijawek Krajowych (Pam. Fizjogr. IX). (Hirudinées de Pologne).
—. L. Vaillant, Histoire naturelle des Annelés marins et d'eau douce. (Suites à Buffon).
(1891). R. Blanchard, Courtes notices sur les Hirudinées. I. Sur la sangsue du cheval du nord de l'Afrique (*Limnatis nilotica* Savigny, 1820). (Bull. Soc. Zool. Fr. XVI.
(1892). Id., Description de la *Glossiphonia tesselata* O. F. M. (Mém. Soc. Zool. V).
—. Id., Présence de la *Glossiphonia tesselata* au Chili (Acta Soc. Chili. II).
—. Id., I. Courtes notices sur les Hirudinées; II. Sur la *Typhlobdella kovatsi* Dies.; III. Description de la *Nephelis atomaria* Carena; IV. Description de la *Glossiphonia marginata* O. F. M.; V. Description de la *Glossiphonia sexoculata* Bergm. (Bull. Soc. Zool. Fr. XVII).
(1892). R. Blanchard, Sur la présence de la *Trocheta subviridis* en Ligurie, et description de cette Hirudinée (Atti. Soc. Ligust. III).
—. Id., Description de la *Xerobdella lecomtei* v. Frauenf. (Mém. Soc. Zool. V).
—. Id., Revision des Hirudinées du Musée de Dresde (Abh. v. Ber. d. K. Zool. v. Anthr. Ethn. Mus. Dresden).
—. J. Kafka, Untersuchungen über die Fauna der Gewässer Böhmens (Arch. Naturw. Landesforsch. Böhmen. VIII).
—. J. Nusbaum, Zur Kentniss der Wurmfauna und Crustaceenfauna Polens (Biol. Centralbl. XII).
—. C. O. Whitman, The Metamerism of Clepsine (Festschr. R. Leuckarts).
(1893). R. Blanchard, Liste der von Dr O. Zacharias in Plöner See gesammelten Hirudineen (Forschungsber. Biol. Stat. Plön. II).
—. Id., Courtes notices sur les Hirudinées; IX. Variations de la constitution du somite; X. Hirudinées de l'Europe boréale; XI. Description de la *Placobdella catenigera* M.-Tn.; XII. Description de *Placobdella carinata* Dies.; XV. Sur la *Nephelis sexoculata* Schneid.; XVI. Sur la *Nephelis scripturata* Schneid.; XVII.

Sur la *Nephelis crassipunctata* Schneid.; XVIII; Encore la *Glossiphonia tessellata* (Bull. Soc. Zool. de France. XVIII).
(1893). R. Blanchard, Revision des Hirudinées du Musée de Turin (Boll. Mus. Torino. VIII).
—. Id., Sur quelques Hirudinées du Piémont (Boll. Mus. Torino. VIII).
—. Id., Sanguizuelas de la Peninsula iberica (An. Soc. Espan. XXII).
(1894). Id., Hirudinées de l'Italie continentale et insulaire (Boll. Mus. Torino. IX).
—. S. M. Croockewit, Ueber die Kiefer der Hirudineen (Zool. Anz. XVI).
—. R. Leuckart, Die Parasiten des Menschen, Leipzig.
—. A. Oka, Beiträge zur Anatomie der *Clepsine* (Zeitschr. Wiss. Zool. LVIII).
(1895). R. Blanchard, Courtes notices sur les Hirudinées : XX. Hirudinées de la Prusse orientale ; XXI. Sur la *Glossiphonia scutifera* Young. XXII. Hirudinées de l'île Borkum ; XXIII. Hirudinées de Terre-Neuve et des îles adjacentes ; XXIV. Présence de la *Glossiphonia complanata* en Amérique (Bull. Soc. Zool. de France. XXI).
(1896). L. Johansson, Bidrag bill Kännedomen om Sveriges Ichthyobdelliden (Akademsk. afh. Upsala).
(1897). R. Blanchard, Hirudinées du Musée de Leyde (Notes Leyden Mus. XIX).
(1898). L. Johansson, Die Ichthyobdelliden im Zool. Reichsmuseum in Stockholm (Ofv. Ak. Forh. LV).
—. Id., Einige systematisch-wichtige Theile der inneren Organisation der Ichthyobdelliden (Zool. Anz. XXI).
—. R. F. Scharff, The Irish Freshwater Leeches (Irish Naturalist. VII).
(1899). R. Blanchard, Courtes notices sur les Hirudinées : XXV. Sur la *Clepsine maculosa* Ratkhe; XXVI. Sur la *Clepsine polonica* Lindenf. et Pietr. (Bull. Soc. Zool. Fr. XXIV).
— C. L. Bristol, The metamerism of *Nephelis* (Journ. Morphol. XV).
—. A. Graf, Hirudineenstudien (Acta Ac. German. LXXII).
(1900). G. Brandes, Zwei neue *Nephelis* Arten aus der Umgebung von Halle a. S. (Zeitschr. Naturw. LXXII).
—. W. E. Castte. Some North American Freshwater Rhychnobbdellidæ (Bull. Mus. Comp. Zool. XXXVI).
—. Id., The Metamerism of the Hirudinea (Proc. Amer. Acad. Arst Sc. XXXV).
—. Id., Metamerism of the Leech (Science. N. S. XI).
—. W. Wolterstorff, Ueber *Discoglossus pictus* und *Glossosiphonia algira* auf Corsica (Zool. Anz. XXIII).
(1901). M. R. Mateos, Ei *Hirudo trocina* John, de Extramadura (Bol. Soc. Espan. I).
—. J. P. Moore, The Hirudinea of Illinois (Bull. Illinois Lab. V).
(1902) B. M. Allen, The topography of organs in typical segments of *Hirudo* (Biol. Bull. Woods Holl. III).
—. C. A. Hansson, Anteckningar om Skandinaviens Glattmaskar, Iglas m. m. (Ofv. Ak. Forh. LVIII).
(1902). N. Livanow, Die Hirudineen Gattung *Hemiclepsis* Vejd. (Zool. Jahrb. Syst. XVII).

(1903). Id., Untersuchungen zur Morphologie der Hirudineen. I. Das Neuro- und Myosomit der Hirudineen (Zool. Jahrb. Anat. XIX).
—. W. ZYKOFF, Material po faunye Volghi i ghidrofaunye Saratovskoi ghuo (Bull. Mus. Moscou. I).
(1904). N. LIVANOW, Untersuchungen zur Morphologie der Hirudineen. II. Das Nervensystem des vordern Körperendes und seine Metamerie (Zool. Jahrb. Anat. XX).
—. J. A SCRIBAN, Contribution à la faune des Hirudinées d'eau douce de Roumanie (Ann. Univ. Jassy. III).
(1905). R. BLANCHARD, Hirudineen aus Montenegro (Sitzungsber. K. Böhm. Ges. Wiss.).
—. V. PLOTNIKOV, Glossosiphonidæ, Hirudinidæ et Herpobdellidæ du Musée zoologique de l'Académie impériale des Sciences (Ann. Mus. Zool. Ac. Sc. Saint-Petersbourg. X). En russe.
(1906). P. MÉGNIN, Sangsues parasites des palmipèdes (Arch. parasit. X).
(1907). N. LIVANOW, Untersuchungen zur Morphologie der Hirudineen. III. Das Nervensystem und die Metamerie des vordern Körperendes von *Herpobdella atomaria* (Zool. Jahrb. Anat. XXIII).
(1908). I. A. SCRIBAN, Notita asupra faunei Hirudineelor de apa dulce diu Romania (Mem. Asoc. romana naintarea Respand).
(1909). L. JOHANSSON, Hirudinea (Süsswasserfauna Deutschlands. XIII).
—. Id., Ueber die Kiefer der Herpobdelliden (Zool. Anz. XXXV).
(1910). W. A. HARDING, A Revision of the British Leeches (Parasitology. III).
—. L. JOHANSSON, Zur Kenntnis der Herpobdelliden Deutschlands (Zool. Anz. XXXV et XXXVI).
—. H. WEGELIN, Beitrag zur Egelfauna des Thurgau (Mitt. Thurgau. Nat. Ges. Heft 19).
(1911). L. DEQUAL, Contributo alla conoscenza degli Hirudine italiani (Arch. Zool. Napoli. V).
—. B. W. SAKATSCHEFF, Materialien zur Erforschung der Seen Livlands. Die Hirudineen der Sadjerwsees (Livland). (Sitzber. Nat. Ges. Univ. Jürjew [Dorpat]. XX).

REVISION

DES

ACINÉTIENS D'EAU DOUCE

PAR E. ROUSSEAU.

Dans le tome II de ces Annales (1907), nous avons, mon collègue M. Schouteden et moi, publié une notice sur les diverses espèces d'acinétiens d'eau douce.

M. Bernard Collin, chef des travaux à la station zoologique de Cette, vient de faire paraître dans les *Annales de Zoologie expérimentale* (1912) une importante et remarquable étude monographique sur les Acinétiens. Nous croyons bien faire en publiant, d'après le récent travail de M. Collin, la revision des Acinétiens d'eau douce et en remettant ainsi au point notre notice de 1907.

Fam. 1. — ACINETIDÆ.

Comprend ordinairement des formes grêles, à tégument mince, pourvues de suçoirs grêles, rectilignes (rarement flexueux), capités, le plus souvent fasciculés, parfois peu nombreux ou même absents chez les genres parasites. Il existe presque toujours (sauf chez les *Tokophrya* et *Endosphaera*) une enveloppe protectrice (loge ou coque) sessile ou pédonculée. La reproduction a lieu par embryons internes; les larves sont en général pourvues de couronnes ciliaires peu nombreuses, groupées à la région moyenne du corps, et beaucoup ont conservé la symétrie primitive monaxone, ou la présentent peu altérée.

Sept genres :

Tokophrya Bütschli 1889, emend. Collin, 1912.

Espèces à corps pyriforme ou pyramidal, avec un à quatre faisceaux de tentacules tous groupés à la face apicale. Style assez

mince et à peu près d'égale épaisseur sur toute son étendue. Embryons ovoïdes et toujours presque monaxones, avec tendance, cependant, à la bilatéralité, par le développement inégal des deux faces opposées; orifice de sortie du parent toujours apical.

Huit espèces, dont plusieurs sont encore insuffisamment connues.

1. **Tokophrya quadripartita** (Clap. et Lachm.)
Acineta tuberosa Weisse, 1847 (non Ehrenb.).
Podophrya quadripartita Clap. et Lachm., 1858-60.
Acineta quadriloba Stein, 1859.
Acineta quadripartita Stein, 1867.
Tokophrya quadripartita Bütschli, 1889.

Tentacules au plus aussi longs que le corps qui est pyramidal ou quadrangulaire, chacun des angles portant un lobe arrondi sur lequel s'insèrent les tentacules. Pédicule dépassant de moitié la longueur du corps. Noyau ovalaire. Trois vacuoles pulsatiles, six quand il existe un embryon, celui-ci toujours péritriche. 20-110 μ.

Sur les plantes et les mollusques aquatiques.

2. **Tokophrya pyrum** (Clap. et Lachm.)
Podophrya pyrum Clap. et Lachm, 1858-60.
Tokophrya pyrum Bütschli, 1889.

Corps pyriforme, cytoplasme brun opaque, noyau ovalaire, deux vacuoles pulsatiles; un faisceau apical et deux faisceaux latéraux de tentacules capités. Pédoncules pouvant atteindre une fois et demie la longueur du corps.

Sur les *Lemna*.

3. **Tokophrya infusionum** (Stein)
Acineta infusionum Stein, 1859.
Podophrya infusionum Engelmann, 1862.
Acineta gelatinosa Buck, 1884.
Tokophrya infusionum Bütschli, 1889.
Trichophrya infusionum Bütschli, 1889.

Espèce très polymorphe et difficile à définir :

Un style ou pas de style, lorsqu'il existe, celui-ci est muni d'une plaque basale et varie de longueur de 1/10 environ du plus grand axe du corps à une fois cette mesure. Forme du corps très variable, ordinairement en triangle isocèle avec les deux angles latéro-supérieurs portant chacun un faisceau de tentacules; il

existe aussi des formes sphériques avec deux faisceaux de tentacules ou des tentacules répartis sur toute la surface; parfois on trouve des formes quadrilobées avec un faisceau de tentacules à chaque lobe. Il existe parfois des formes entourées d'une coque. Il y a une ou plusieurs vacuoles contractiles; le noyau est sphérique, ovale ou fusiforme.

Eaux stagnantes.

4. **Tokophrya diaptomi** (Kellicott)
Podophrya diaptomi Kellicott, 1885.
Tokophrya diaptomi Sand, 1901.

Corps pyriforme, cytoplasme hyalin, noyau sphérique, trois faisceaux de tentacules non distinctement capités.

Sur *Diaptomus* (anneaux) (Amérique).

5. **Tokophrya cyclopum** (Clap. et Lachm.)
Podophrya cyclopum Clap. et Lachm, 1858-60.
Acineta cyclopum Stein, 1859.
Tokophrya cyclopum Bütschli, 1889; emend. Collin, 1912.

Collin désigne sous le nom de *Tokophrya cyclopum* la forme brévistyle des *Cyclops*, *Diaptomus*, *Gammarus*, les formes longistyles appartiennent à *Tok. lemnarum*. Il y a un ou trois à quatre faisceaux de tentacules, un macronucleus sphérique et un micronucleus. Collin distingue deux variétés : var. **patagonica**, sur *Cyclops spinifer* des lacs de Patagonie (Entz 1902), possédant une couronne basale de suçoirs en plus de deux faisceaux;

Var. **actinostyla**, se distinguant du type, par les curieuses baguettes rayonnantes qui surmontent le pédoncule, refoulant devant elles le corps protoplasmique. Etang de Vernois (Côte d'Or).

6. **Tokophrya lemnarum** (Stein)
Acineta lemnarum Stein, 1859.
Podophrya mollis Kent, 1880.
Tokophrya lemnarum Entz, 1902.
Tokophrya cyclopum (Cl. et L.) Sand, 1901, pro parte.
? *Acineta phryganidarum* Stein, 1859.
? *Podophrya phryganidarum* Kent, 1880-1882.

Sand (1901) a fait de cette espèce un synonyme de *Tok. cyclopum*, Entz (1902) a discuté longuement s'il fallait ou non homologuer ces espèces ; d'après lui *T. lemnarum* est caractérisée par sa taille beaucoup plus grande, le style bien plus long par rapport aux dimensions du corps, le tégument épais, souvent

ridé, parfois soulevé inférieurement chez certains exemplaires, comme la loge d'un *Acineta*. Il existe, en outre, un macronucleus ovoïde, réniforme ou rubané (non sphérique comme chez *Cyclopum*) et trois à cinq micronuclei au lieu d'un seul. Les embryons, sauf la taille, sont identiques. Entz conclut que ces différences peuvent tenir au milieu différent où évoluent ces deux formes, l'une fixée dans les racines de *Lemna* flottantes et richement nourries, l'autre fixée sur un support mobile et sans cesse ballottée, à nourriture précaire En attendant que les études expérimentales tranchent la question, Collin (1912) maintient provisoirement l'autonomie des deux espèces.

7. **Tokophrya carchesii** (Clap. et Lachm.)
Podophrya carchesii Clap. et Lachm, 1858-1860.
Tokophrya carchesii Bütschli, 1889.

Corps subsphérique, ovale ou irrégulier. Un seul faisceau latéral de tentacules, ceux-ci assez longs, pointus ou capités; pédicule pas plus long que la moitié du diamètre du corps; une seule vacuole contractile; un noyau ovalaire. 27-72 μ.

Cette curieuse forme qui possède une symétrie bilatérale, par suite de la présence d'un seul faisceau de tentacules, n'est pas sans ressemblance, dit Collin, avec les formes atrophiques de *Tokophrya cyclopum*, pourvus aussi d'un seul faisceau, mais la morphologie très spéciale de son embryon ne permet pas de douter de son existence comme espèce autonome. Elle pourrait provenir de quelque autre *Tokophrya* (par ex. *T. cyclopum*) par une adaptation étroite aux conditions de vie toutes spéciales qu'elle rencontre sur la tige des Vorticelles contractiles du genre *Carchesium*.

8. **Tokophrya flexilis** (Kellicott)
Podophrya flexilis Kellicott, 1887.
Tokophrya flexilis Bütschli, 1889.

Espèce à tentacules réduits en nombre et encore trop peu connue.

Sur *Epistylis* (Amérique).

Acineta Ehrenberg 1838; emend. Collin, 1912.

Corps protoplasmique à peu près entièrement inclus dans une loge sans bord libre, plus ou moins fortement comprimé, avec généralement deux faisceaux de tentacules.

17 espèces :

1. **Acineta tuberosa** Ehrenb.
Acineta tuberosa Ehrenb., 1833.
Acineta cucullus Clap et Lachm., 1858-60.
Acineta poculum Hertw., 1876.
Acineta faetida Maupos, 1881.
Acineta corrugata Stokes, 1894.

Espèce difficile à définir, vu son grand polymorphisme. C'est du reste une espèce marine dont une variété (*faetida* Maup.) se rencontre, comme son nom l'indique, dans les eaux putrides et aussi dans les eaux très saumâtres. Loge régulière, conique; corps remplissant complètement la cavité de la loge; deux faisceaux antéro-latéraux de tentacules; noyau ovalaire central, plusieurs vésicules contractiles; pédicule mince, plus court que la hauteur de la loge.

2. **Acineta papillifera** Keppen
Acineta papillifera Keppen, 1888.
Acineta compressa Clap. et Lachm., 1858-60.
? *Acineta poculum* Hertw., 1876.
? *Acineta cucullus* Clap et Lachm., 1858-60.

Loge conique; pédicule épais, cylindrique; un renflement à l'union du pédicule et de la loge (portion du corps intérieure suspendue au bord intérieur de la loge, remplissant une portion variable de la cavité de la loge; portion externe mamelonnée ou sphérique, de diamètre parfois triple de celui de la loge, avec deux [rarement trois] faisceaux de tentacules. Parfois, la portion externe du corps est pour ainsi dire nulle, les tentacules étant portés sur deux petits mamelons antéro-latéraux. Un noyau et une vacuole contractile).

Contrairement à la précédente, cette espèce se reconnaît toujours avec facilité, grâce à un détail de structure qui n'appartient qu'à elle : l'appareil de fléchissement au sommet du pédoncule, paire de papilles opposées se rencontrant au niveau du renflement du style. La reproduction a toujours lieu par embryon interne unique.

Marin et d'eau douce, sur *Ulva*.

3. **Acineta grandis** Kent
Acineta grandis Kent, 1880-82.

Loge subtriangulaire en coupe optique ou en forme de demi-ovoïde, à face antérieure, plane et percée d'une fente transver-

sale par les extrémités dilatées de laquelle passent deux faisceaux de tentacules; pédicule six fois plus long que la loge, corps occupant au plus la moitié antérieure de la loge; noyau rubané.

Sur les algues.

4. **Acineta fluviatilis** Stokes
Acineta fluviatilis Stokes, 1886-88.

5. **Acineta lacustris** Stokes
Acineta lacustris Stokes, 1886-88.

Loge irrégulièrement cylindrique, plus haute que large, à bord antérieur concave; pédicule très court; corps remplissant souvent la cavité de la loge; noyau allongé, une vacuole contractile.

Sur *Anacharis*.

6. **Acineta aequalis** Stokes
Acineta aequalis Stokes, 1891.

Loge conique, aussi large que haute, à bord antérieur droit ou convexe; pédicule n'ayant pas la moitié de la hauteur de la loge; corps remplissant complètement la cavité de la loge; noyau sphérique, une vacuole contractile.

Sur les plantes aquatiques.

7. **Acineta cuspidata** Kellicott
Acineta cuspidata Kellicott, 1885.

Tentacules longs et flexibles, animés de mouvements de va-et-vient qui les recourbent en tous sens; loge conique; pédoncule court.

8. **Acineta symbiotica** Daday
Acineta symbiotica Daday, 1910.

Afrique orientale allemande.

9. **Acineta calyx** Daday
Acineta calyx Daday, 1910.

Afrique orientale allemande.

10. **Acineta tripharetrata** Entz
Acineta tripharetrata Entz, 1902.

Corps remplissant presque entièrement la cavité de la loge, cordiforme ou triangulaire à angles effacés, de chacun des angles part un faisceau de tentacules. Pédicule plus court que la loge. Plasme renfermant des granulations arrondies, incolores,

réfringentes et parfois des granulations vertes (*Zoochlorelles*). Un macronucleus central, comprimé, sphérique, ovale ou limiforme. Une à six vacuoles pulsatiles.

Sur *Daphnia pulex* (Patagonie).

11. **Acineta crustaceorum** Sand

Acineta crustaceorum Sand, 1899.

Loge cylindro-conique, très petite par rapport au corps, totalement ouverte antérieurement; le corps, trois fois plus large que la loge, est posé sur elle; il est sphérique et un petit prolongement conique pénètre seul dans la loge, deux faisceaux de tentacules à la partie antérieure. Pédicule mince, rectiligne, deux fois aussi haut que la loge. Noyau sphérique central, vacuole contractile sphérique subcentrale.

Eau saumâtre, sur la queue d'un petit crustacé (Belgique : Nieuport).

12. **Acineta nieuportensis** Sand

Acineta nieuportensis Sand, 1899.

Loge en demi-ovoïde régulier, totalement ouverte antérieurement; pédicule mesurant environ la hauteur de la loge; corps subovale, remplissant environ les 2/3 de la loge avec sa portion extérieure conique avec deux faisceaux antéro-latéraux de tentacules. Noyau sphérique, une vacuole pulsatile.

Eau saumâtre (Belgique : Nieuport).

13. **Acineta ornata** Sand

Acineta ornata Sand, 1899.

Loge évasée ou en forme de tonnelet portant de dix à quinze étranglements circulaires transversaux; corps ne remplissant pas complètement la loge portant à chacune des deux extrémités de son grand axe un bouquet de quatre à seize tentacules courts. Pédicule mince, cylindrique, ne dépassant pas le quart de la hauteur de la loge. Un noyau et une vésicule contractile.

Eau saumâtre (Belgique : Nieuport).

14. **Acineta flava** Kellicott

Acineta flava Kellicott, 1885.

Loge conique; pédicule mince, flexueux; corps non adhérent à la loge portant un petit nombre de tentacules courts.

Sur *Stephanodiscus Niagaræ* (Amérique).

15. **Acineta pyriformis** Stokes
Acineta pyriformis Stokes, 1891.

Loge acuminée se continuant postérieurement en un pédicule mince plus court que la moitié de la longueur de la loge. Corps remplissant la loge et prédominant légèrement par l'ouverture antérieure, sur cette portion saillante un bouquet de tentacules peu nombreux. Noyau? Vacuole contractile antérieure.

Pourrait bien n'être qu'une variété réduite de *A. aequalis* Stokes.

Sur les plantes aquatiques (Amérique du Nord).

16. **Acineta Parroceli** Gourret et Roeser
Acineta Parroceli Gourret et Roeser, 1886.
Tokophrya Parroceli Bütschli, 1886.

Organisme plongé dans une gelée; corps cylindrique, deux fois plus long que large; pédicule petit; tentacules courts et nombreux insérés sur toute la surface du corps.

N'est peut-être qu'une loge vide ou altérée d'une variété d'*Acineta tuberosa;* la sécrétion gélatineuse serait le simple produit de bactéries en zooglée recouvrant l'acinétien et les prétendus tentacules seraient d'autres schizophytes (*Leptothrix*, etc.) si abondants en général dans les bassins des ports.

Marin et d'eau saumâtre.

17. **Acineta swarczewskyi** Collin
Acineta gelatinosa (Buck) *Swarczenskyi* 1908 non Buck (1884).
Acineta Swarczewskyi Collin, 1911.

Aisément reconnaissable, grâce à ses embryons amaeboïdes, totalement dépourvus de cils.

Corps ovoïde ou piriforme, reposant sur un style cylindrique ayant en général un peu plus de la moitié de la longueur totale. Les tentacules sont répartis en deux groupes latéraux et au nombre de cinq à quinze pour chaque groupe. Noyau sphérique ou ovoïde.

Sur le pédicule contractile de *Carchesium polypinum.* (Munich).

Thecacineta Collin, 1909.

L'enveloppe protectrice de ces espèces est *une coque* et non une loge, c'est-à-dire une enveloppe terminée supérieurement par un bord libre et non une enveloppe se trouvant par en haut au contact de la face supérieure du corps et continue avec celle-ci. Reproduction inconnue.

Quatre espèces d'eau douce, trouvées en Nouvelle-Zélande.

1. **Thecacineta speciosa** (Maskell)
Acineta elegans Maskell, 1886 (non Imhof).
Acineta speciosa Maskell, 1887.
Thecacineta speciosa Collin, 1912.

Corps sphérique, laissant vide une grande partie de la coque, celle-ci totalement ouverte antérieurement, deux fois plus haute que large, en forme de poire dont la grosse extrémité antérieure serait tronquée; le bord antérieur est évasé, puis la coque est légèrement étranglée; elle se renfle ensuite pour diminuer enfin graduellement de volume et se terminer par un pédicule conique très court. Deux faisceaux antéro-latéraux de quatorze tentacules environ. Vacuole contractile sphérique, excentrique.

Wellington (Nouvelle-Zélande).

2. **Thecacineta lasanicola** (Maskell)
Acineta lasanicola Maskell, 1887.
Thecacineta lasanicola Collin, 1912.

Coque plus large que haute, subcylindrique, totalement ouverte antérieurement, pédicule dépassant un peu en longueur le double de la largeur de la coque; corps ovalaire à grand axe transversal, occupant environ les trois quarts de la coque, sa portion externe en forme de mamelon très aplati avec deux faisceaux antéro-latéraux de tentacules. Un noyau rubané; une vacuole contractile, sphérique, subcentrale.

Wellington (Nouvelle-Zélande).

3. **Thecacineta simplex** (Maskell)
Acineta simplex Maskell, 1886.
Thecacineta simplex Collin, 1912.

Coque plus haute que large, cylindrique, à fond hémisphérique, totalement ouverte antérieurement; pédicule deux fois plus haut que la coque; corps sphérique, ne remplissant pas la moitié de la coque, sa portion externe en forme de mamelon aplati portant deux faisceaux antéro-latéraux de dix tentacules. Vacuole contractile latérale et sphérique.

Wellington (Nouvelle-Zélande).

4. **Thecacineta tulipa** (Maskell)
Acineta tulipa Maskell, 1887.
Thecacineta tulipa Collin, 1912.

Coque ressemblant à une tulipe à bord antérieur pentalobé, sa hauteur n'atteignant pas le double de sa largeur; elle est totale-

ment ouverte antérieurement; pédicule moitié moins haut que la coque; corps remplissant presque complètement la coque avec sa portion extérieure mamelonnée portant deux faisceaux antéro-latéraux de neuf tentacules. Vacuole contractile sphérique, antérieure.

Wanganui (Nouvelle-Zélande).

Periacineta Collin, 1909.

Acinétiens pourvus d'une loge qui est fixée directement au substratum, sans l'intermédiaire d'un style. La base de la loge s'atténue quelquefois au-dessus du point de fixation, simulant un pédicule, au lieu d'être adhérente par toute la face basale.

Trois espèces :

1. **Periacineta linguifera** (Clap et Lachm.)
Acineta linguifera Clap. et Lachm., 1858-1860.
Acineta ligulata Stein, 1859.
Periacineta linguifera Collin, 1909.

Loge épaisse, résistante, coriace, conique; pédicule large et court; corps remplissant complètement la cavité de la loge, mais sa partie supérieure portant deux faisceaux antéro-latéraux de tentacules peut faire saillie hors de la loge pendant les périodes d'extension, tout en lui restant adhérente par sa périphérie. Les vacuoles contractiles s'ouvrent toutes à la face apicale et sont munies d'un long canal à paroi cuticulaire, comme chez les *Discophrya*. Un macronucleus rubané chez les grands exemplaires, sphérique ou ovoïde chez ceux de plus petite taille; plusieurs micronuclei.

Dans la var. **interrupta** Paroná, le bord antérieur de la loge est échancré.

Sur les coléoptères aquatiques (surtout Dytiques et Hydrophiles), aussi dans l'eau saumâtre.

2. **Periacineta Buckei** (Kent)
Podophrya Buckei Sav. Kent., 1880-1882.
Podophrya compressa Nutting, 1888.
Hallezia Buckei Sand, 1899.
Periacineta Buckei Collin, 1909.

Corps revêtu en entier d'une loge cuticulaire peu apparente chez les exemplaires très jeunes, mais fort nette chez les adultes; elle s'atténue inférieurement en un mince pédicule, auquel atteint la plaque basale, son style proprement dit, comme chez *P. linguifera*. Corps plus ou moins cylindrique, allongé, avec

deux faisceaux antérieurs de six à vingt-cinq tentacules inégaux; un noyau allongé; chez les exemplaires âgés, outre la vacuole pulsatile principale, il existe deux vacuoles complémentaires latérales, une sous chacun des deux faisceaux tentaculaires.

Parmi les algues, sur les Limnées, les Ranâtres, etc.

3. **Periacineta urceolata** (Stokes)
Acineta urceolata Stokes, 1885.
Periacineta urceolata Collin, 1909.

Loge et corps comprimés de haut en bas; loge cylindroconique, percée d'une fente transversale en avant par les extrémités de laquelle passent deux faisceaux de tentacules; pédicule très court; corps remplissant presque totalement la loge; noyau ovoïde.

Eaux stagnantes, sur les plantes aquatiques (Amérique).

Hallezia Sand, 1895.

Formes fixées par un bourgeon cytoplasmique adhésif émané du pôle basal. Très voisines des *Periacineta*, avec lesquelles elles ne font peut-être qu'un seul genre.

Deux espèces :

1. **Hallezia oviformis** Sand
Hallezia oviformis Sand, 1899.

Corps ovalaire, parfois pyriforme, avec cinq à vingt tentacules de longueur variable, non fasciculés, à l'extrémité antérieure.

Parmi les algues (Belgique).

2. **Hallezia brachypoda** (Stokes)
Podophrya brachypoda Stokes, 1885.
Tokophrya brachypoda Bütschli, 1889.
Hallezia brachypoda Sand, 1899.

Corps sphéroïdal ou pyriforme avec deux à quatre faisceaux de tentacules.

Sur les débris flottants (Amérique).

Solenophrya Clap. et Lachm.

Ce genre paraît assez bien caractérisé par la présence d'une *coque* sessile, fixée par toute l'étendue de sa face inférieure; il y aurait une loge (?) percée de fentes chez *S. inclusa*. La reproduction n'est connue en détail chez aucune des espèces; aussi ce genre est-il à position douteuse; peut-être — une fois démem-

bré — passera-t-il, en même temps qu'une partie des *Thecacineta*, parmi les Podophryidæ (Collin).

Cinq espèces :

1. **Solenophrya crassa** Clap. et Lachm.
Solenophrya crassa Clap. et Lachm.

Loge beaucoup plus large que haute, en cylindre bas, adhérant par la base et ouverte en avant. Corps de forme variable, reposant sur le fond de la loge sans être adhérent aux côtés, portant quatre à six faisceaux de tentacules sur sa face antérieure. Noyau ovalaire. Une à huit vacuoles contractiles.

Sur les racines des *Lemna*.

2. **Solenophrya notonectæ** (Clap. et Lachm.)
Acineta notonectæ Clap. et Lachm., 1858-61.
Calix notonectæ Fraipont, 1877.
Solenophrya notonectæ Bütschli, 1889.

Loge subcylindrique, deux à trois fois plus haute que large, ouverte en avant, fixée par son extrémité postérieure rétrécie. Corps adhérant à la loge et occupant toute sa cavité, deux faisceaux de tentacules courts sur la face antérieure.

Sur les notonectes.

3. **Solenophrya inclusa** Stokes
Solenophrya inclusa Stokes, 1889.

Loge à peu près aussi haute que large, subsphérique fermée avec un rebord équatorial près duquel la loge est percée de quatre à six ouvertures. Corps avec quatre à six faisceaux de tentacules qui sortent par les trous de la loge.

Sur *Proserpinacea* (Amérique).

4. **Solenophrya pera** Stokes
Solenophrya pera Stokes, 1885.

Loge à peu près aussi haute que large, pyriforme, tronquée au sommet, le bord antérieur fendu transversalement. Corps muni d'un faisceau de tentacules sortant par le bord antérieur de la loge.

Sur *Myriophyllum* et autres plantes aquatiques (Amérique.)

5. **Solenophrya polypoïdes** Daday
Solenophrya polypoïdes Daday, 1910.

Afrique orientale allemande.

Endosphaera Engelmann, 1876.

Petits suceurs à corps régulièrement sphérique, sans style ni tentacules, adaptés à la vie endoparasitaire.

Endosphaera Engelmanni Entz
Endosphaera Engelmanni Entz, 1876.

Habitat marin et d'eau douce, parasite dans *Trichodina pediculus* et *Didinium nasutum*.

Fam. 2. — DISCOPHRYIDÆ

Contrairement à la précédente, cette famille est composée en grande partie de formes d'aspect massif, à pédoncule relativement court et robuste, à tégument épais, souvent coriace, mais ne montrant aucune tendance à s'isoler pour former une enveloppe squelettique, coque et loge. Les tentacules sont relativement trapus et souvent terminés par un évasement en cupule. La reproduction a lieu par embryons internes; l'orifice de sortie est tantôt apical, tantôt latéral. Les larves sont d'ordinaire beaucoup plus transformées, avec un plan de symétrie antéro-postérieure très nettement défini et couronnes vibratiles nombreuses.

Comprend quatre genres aisément reconnaissables.

Discophrya Lachm., 1859; emend. Collin, 1912.

Comprend des espèces à large pédoncule en général très court et à corps véritablement « disciforme », très aplati dans le sens frontal (comme un battoir ou une raquette) et dont la tranche porte de nombreux tentacules et vacuoles contractiles.

Pour des raisons d'analogie profonde, Collin y a adjoint d'autres formes cylindriques ou ovoïdes, à peine comprimées ou même entièrement monaxones, mais qui par leur facies d'ensemble et surtout leurs embryons ciliés tout autour ou pourvus d'un champ de cils, se relient trop étroitement avec les espèces précédentes pour former un genre à part.

Les Acinétiens d'eau douce appartenant à ce genre peuvent donc être subdivisés en deux sections :

1° Corps très aplati frontalement avec tentacules dispersés, répartis surtout sur la tranche; vacuoles contractiles nombreuses pourvues d'un long canal (= *Discophrya* Lachm., sensu stricto);

2° Corps presque cylindrique ou à peine aplati frontalement, très allongé suivant l'axe morphologique; tentacules presque toujours fasciculés; vacuoles contractiles peu nombreuses (= *Tokophrya*, deuxième section, Bütschli et Sand).

PREMIÈRE SECTION.

1. **Discophrya cothurnata** (Weisse)
Acineta cothurnata Weisse, 1847.
Podophyra cothurnata Clap. et Lachm., 1858-60
Discophrya cothurnata Lachm., 1859.
Acineta diademiformis Pritchard, 1861.
Tokophrya cothurnata Bütschli, 1889.

Corps de forme variable, parfois réniforme, mais sans proéminence antérieure. Pédicule court, beaucoup plus mince et moins épais que le corps. Tentacules disposés en une couronne antérieure ou en deux faisceaux latéraux. Une rangée de vacuoles le long des bords antérieur et latéraux. Noyau rubané ou en fer à cheval.

Sur les mollusques, *Lemna* et *Callitriche*.

2. **Discophrya ferrum equinum** (Ehrenb.)
Podophrya ferrum equinum Ehrenb., 1840
Discophrya ferrum equinum Lachm., 1859.
Tokophrya ferrum equinum Bütschli, 1889.

Corps réniforme, aplati, deux fois plus large que haut, portant une proéminence au centre de la face antérieure; pédoncule très court, épais, presque aussi large que le corps, renflé à son sommet, strié longitudinalement; tentacules cylindriques, rectilignes, distribués irrégulièrement sur le bord antérieur; noyau discoïdal ou en fer à cheval, une série continue et régulière de vacuoles pulsatiles le long du bord antérieur.

Sur *Hydrophilus piceus*.

La var. **gracilescens** Collin 1912 a le corps bien plus allongé, le style moins court et les tentacules groupés à peu près exclusivement sur l'apex proéminent et sur les angles latéraux, formant presque trois faisceaux lâches. (Environs de Cette.)

3. **Discophrya Steinii** (Clap. et Lachm.)
Acineta opercularia Stein, 1859.
Podophrya Steinii Clap. et Lachm., 1858-60.
Tokophrya Steinii Bütschli, 1889.
Discophrya Steinii Collin, 1911.

Corps pyriforme, se rétrécissant postérieurement; pédoncule de même longueur environ que le diamètre du corps, mince à sa

base, aussi large que le corps à son point de jonction avec celui-ci, finement strié longitudinalement et grossièrement plissé transversalement; tentacules nombreux, courts, distribués irrégulièrement sur toute la surface du corps; noyau central ramifié, plusieurs vacuoles pulsatiles.

Sur les élytres et les pattes de *Dytiscus marginalis* L.

La reproduction a lieu par embryon interne à face ventrale couverte de nombreux rangs de cils; la cavité embryonnaire apparait d'ordinaire orientée dans le sens vertical et s'ouvre sur le milieu de l'une des deux faces larges.

4. **Discophrya cybistri** Collin
Discophrya cybistri Collin, 1912.

Ressemble à une variété abortive et réduite de *D. Steinii*. Le style est presque toujours très court, réduit; le tégument a la même structure que chez *D. Steinii* (formé de deux couches), mais au-dessous est une couche alvéolaire de plasma cortical qui n'apparait jamais avec la même netteté chez *D. Steinii*. Deux à trois vacuoles pulsatiles, rarement quatre ou cinq. Macronucleus ovalaire ou sphérique, souvent fragmenté, parfois rubané ou rameux, surtout chez les grands exemplaires. Reproduction par embryon monaxone aplati, à facies de *Trichodina*, extrêmement différents de ceux des autres formes du genre.

Sur *Cybister Roeselii* (marais de Frontignan, près Cette).

5. **Discophrya acilii** Collin
Discophrya acilii Collin, 1912.

Ressemble beaucoup à l'espèce précédente, dont elle se distingue surtout par sa taille un peu plus grande et aussi par l'absence de couche alvéolaire au-dessous de l'ectoplasme. L'embryon est aplati et monaxone, comme chez *D. cybistri*, mais plus gros que la larve de cette dernière et sans le sillon ventral qui la caractérise.

Sur *Acilius sulcatus*, surtout dans les sillons des élytres des ♀.

6. **Discophrya Lichtensteinii** (Clap. et Lachm.)
Acineta hyphydri Stein, 1859.
Podophrya Lichtensteinii Clap. et Lachm., 1858-60.
Podophrya Wrzesniowskyi Kent, 1880-82.
Tokophrya Lichtensteinii Bütschli, 1889.
Discophrya Lichtensteinii Collin, 1912.

Corps ovale et pyriforme, deux fois aussi long que large; pédicule épais, s'élargissant légèrement et graduellement de la base au sommet, inséré sur une partie seulement de la face postérieure du corps, strié longitudinalement et transversalement; tentacules cylindriques, très courts, distribués irrégulièrement sur toute la périphérie, mais plus nombreux antérieurement, rarement localisés en deux groupes. Noyau ovalaire irrégulier subcentral, deux ou trois vacuoles contractiles. Hauteur du corps : 63 à 240 μ.

Forme à revoir, morphologie des embryons encore inconnue.

Sur *Hyphydrus bicolor* et sur *Hydroporus picipes*.

DEUXIÈME SECTION.

7. **Discophrya astaci** (Clap. et Lachm.)
Podophrya astaci Clap. et Lachm., 1858-60.
Acineta astaci Stein, 1859.
Tokophrya astaci Bütschli, 1889.
Discophrya astaci Collin, 1912.

Corps quadrangulaire, deux fois plus long que large avec un faisceau de tentacules à chacun des quatre angles; un noyau; pédicule allongé, épais, s'élargissant de la base au sommet.

Cette espèce par la forme de son pédoncule se rattache encore aux espèces de la première section, mais la morphologie du corps est celle des espèces de la deuxième section. La reproduction a lieu par embryon interne allongé, ovoïde et aplati, ciliéantérieurement et sur la face ventrale. La sortie de l'embryon a lieu par le pôle apical.

Sur *Astacus fluviatilis*.

8. **Discophrya elongata** (Clap. et Lachm.)
Podophrya elongata Clap. et Lachm., 1858-60.
Tokophrya elongata Bütschli, 1889.
Discophrya elongata Collin, 1911.

Corps cylindrique, très allongé; tentacules répartis sur tout le corps ou plus ou moins régulièrement en trois faisceaux : un apical et deux autres latéraux ou en quatre faisceaux : un antérieur, un postérieur et un au milieu de chaque face latérale. Une grande vacuole pulsatile antérieure et d'autres plus petites au voisinage des groupes de tentacules. Noyau sphérique ou irrégulier. La reproduction a lieu par embryon interne dont la sortie s'opère par une fente latérale.

Sur les mollusques et les algues.

Var. **scyphostyla** Collin, 1912; le style fort court se dilate supérieurement en une sorte de cupule évasée sur laquelle repose la base du corps protoplasmique, comme un œuf sur son coquetier. Sur des Paludines (bassins du Jardin botanique de Montpellier).

9. **Discophrya cylindrica** (Perty)
Podophrya cylindrica Perty, 1852.
Tokophrya cylindrica Bütschli, 1889.
Discophrya cylindrica Collin, 1912.

Corps cylindrique, très allongé. Tentacules peu nombreux et localisés à l'extrémité antérieure. Une à deux vacuoles pulsatiles antéro-latérales. Noyau ovalaire.

Sur les *Lemna*.

10. **Discophrya inclinata** (Kellicott)
Podophrya inclinata Kellicott, 1885.
Tokophrya inclinata Bütschli, 1889.
Discophrya inclinata Collin, 1912.

Corps pyriforme (sphérique au stade jeune) avec un petit nombre de tentacules non fasciculés mais répartis sur toute la surface du corps; un noyau et une ou deux vacuoles pulsatiles; pédicule non strié transversalement, recourbé, s'amincissant du sommet à la base.

Sur le pédoncule des *Cambarus* (Etats-Unis, rivière Magara).

Rhynchophrya Collin, 1909.

Genre établi pour une seule forme qui est remarquable à la fois par la symétrie bilatérale du corps, incurvé selon son axe, ainsi que le pédoncule et par la taille démesurée de ses rares tentacules, tant en longueur qu'en épaisseur.

Rhynchophrya palpans Collin
Rhynchophrya palpans Collin, 1909.

Style trapu, incurvé, une ou deux fois aussi haut que large, légèrement élargi au sommet. Corps ellipsoïde, avec une face concave et l'autre convexe avec trois ou quatre tentacules sur le tiers supérieur de la face la plus bombée, de ces tentacules un ou deux peuvent s'allonger considérablement et atteindre ainsi jusque 200 μ, leur rétraction se fait avec une très grande rapidité. Macronucleus en ruban arqué avec un micronucleus unique et très volumineux dans sa concavité. Six à dix vacuoles contrac-

tiles. Reproduction par bourgeonnement interne avec cavité embryonnaire allongée verticalement et orifice de sortie latéral.

Sur le corps et les élytres de *Hydrophilus piceus* L. ·

Choanophrya Hartog, 1902.

Se distingue par ses larges tentacules peu nombreux, susceptibles de se dilater en entonnoir à leur extrémité, pour engloutir des particules volumineuses qu'ils attirent à distance en fonctionnant à la façon d'une pompe aspiratrice. La reproduction a lieu par embryon interne, du type monaxone, a quatre rangs de cils, très voisin de celui de *Tokophrya cyclopum*, quoique plus allongé. Les individus jeunes n'ont d'abord qu'un seul tentacule, leur nombre s'accroît ensuite progressivement.

Une seule espèce :

Choanophrya infundibulifera (Hartog)
Acineta ferrum equinum Zenker, 1866, non Ehrenberg.
Podophrya ? infundibulifera Hartog 1881.
Acineta infundibulifera Kent, 1880-82.
Podophrya infundibuliformis Bütschli, 1889.
Choanophrya infundibulifera Hartog, 1902.

Sur *Cyclops coronatus* (pièces buccales).

Rhyncheta Zenker, 1866.

Ce genre se distingue aisément entre tous par un corps protoplasmique fixé directement au substratum, sans style ni loge, et effilé supérieurement en un long prolongement très mobile ou trompe (tentacule des auteurs), lequel est terminé par un suçoir extrêmement court.

Trois espèces :

1. Tentacule atteignant au moins les deux tiers de la longueur du corps. 2

Tentacule ne dépassant pas le cinquième de la longueur du corps. *R. gammari.*

2. Corps obconique (obpyriforme), se rétrécissant vers l'insertion du pédicule, large au sommet, le tentacule naissant près d'un des angles (sur coupe optique). *R. obconica.*

Corps pyriforme, fixé par la large extrémité, le tentacule continuant le corps graduellement rétréci. *R. cyclopum.*

1. **Rhyncheta cyclopum** Zenker
Rhyncheta cyclopum Zenker, 1866

Sur *Cyclops coronatus* et *gigas* (abdomen et pattes).

2. **Rhyncheta obconica** Hartog
Rhyncheta obconica Hartog, 1902.
Espèce douteuse; un seul exemplaire sur *Cyclops gigas*.

3. **Rhyncheta gammari** Eismond
Rhyncheta gammari Eismond, 1895.
En Bohême, sur *Gammarus pulex* (plaques branchiales).

Fam. 3. — DENDROSOMIDÆ

Bien caractérisée par la forme irrégulière du corps; l'animal est d'ordinaire fixé au substratum par toute sa face basale, sans aucune différenciation stylaire ni sans plaque adhésive.

Reproduction par bourgeonnement interne, simple ou multiple, parfois par individus vermiformes.

Six genres :

1. Organisme flottant, libre. 2
Organisme fixé. 3

2. Corps massif entouré d'une enveloppe formée de fines particules sableuses et végétales accolées, s'étendant aussi sur les prolongements du corps au nombre de huit, chacun de ces prolongements étant muni d'un bouquet de tentacules faisant saillie hors de l'enveloppe. Noyau elliptique. *Astrophrya.*

Corps sphérique muni de six protubérances, deux aux deux pôles déterminant le grand axe et quatre dans le plan équatorial. Ces protubérances sont grosses, très obtuses et portent chacune de dix à vingt tentacules très larges, rectilignes et capités. Une ou deux vacuoles pulsatiles; un noyau elliptique, grossièrement granulé. *Staurophrya.*
? *Tetrædrophrya.*

3. Corps irrégulier, encroûtant, d'où s'élèvent un grand nombre de digitations obtuses et courtes, couronnées par des bouquets de tentacules aussi longs que le corps; noyau irrégulier, rubaniforme et rameux. *Lernæophrya.*

Corps formant sur le support un réseau sur lequel se dressent de longs prolongements, simples ou ramifiés, terminés par une extrémité renflée portant un faisceau de tentacules capités; le stolon brun, les branches incolores ou rougeâtres; noyau ramifié comme le corps. *Dendrosoma.*

Corps ovoïde, quadrangulaire, trapézoïde, hémisphérique ou lobé, avec un ou plusieurs vacuoles; noyau de forme variable. *Trichophrya.*

Trichophrya Clap. et Lachm., 1858.

Ce genre comprend les formes les moins différenciées, les moins asymétriques et aussi celles des plus petites dimensions; l'aspect est très variable, même parmi les individus d'une seule espèce.

Cinq espèces d'eau douce, parmi lesquelles *Trichophrya simplex* et *variabilis* sont encore peu connues.

1. Corps ovalaire allongé avec un seul faisceau de tentacules à son extrémité antérieure. *T. piscium.*

Plusieurs faisceaux de tentacules ou tentacules non fasciculés. 2

2. Un faisceau de tentacules à chacun des trois angles du corps qui est aplati, cordiforme ou triangulaire. *T. cordiformis.*

Tentacules non fasciculés ou bien quatre à douze faisceaux. 3

3. Corps allongé, plurilobé avec quatre à douze faisceaux de tentacules insérés sur les lobes ou à tentacules non fasciculés et épars sur toute sa surface. De trois à onze vacuoles. *T. epistylidis.*

Une seule vacuole. Tentacules non fasciculés. Corps non lobé. 4

4. Corps de forme très variable avec dix à trente tentacules inégaux, divergeant de toutes les parties du corps. *T. variabilis.*

Corps subhémisphérique avec un ou deux tentacules allongés. *T. simplex.*

1. **Trichophrya epistylidis** Clap. et Lachm.
Trichophrya epistylidis Clap. et Lachm., 1858-60.
Actinophrya sol. Perty, 1852.
Acineta sessile d'Udekem, 1857.
Trichophrya sinuosa Stokes, 1886.
Dendrosoma astaci Stein, 1859.

Sur les végétaux aquatiques, *Epistylis, Astacus* et les *Gammarus* (plaques branchiales).

2. **Trichophrya cordiformis** Scheviakoff
Trichophrya cordiformis Scheviakoff, 1893.

Sur *Cyclops phaleratus* (furca).

3. **Trichophrya piscium** Bütschli
Trichophrya piscium Bütschli, 1889.

Sur les branchies d'*Esox*, *Perca* et *Acerina*.

4. **Trichophrya simplex** (Zach.)
Acineta simplex Zacharias, 1893.
Trichophrya simplex Sand, 1899.

Sur les chaines flottantes de *Fragilaria*.

5. **Trichophrya variabilis** Sand
Trichophrya variabilis Sand, 1899.

Sur les algues et les plantes aquatiques.

Staurophrya Zacharias, 1893.

Genre caractérisé par sa symétrie très spéciale (*symétrie polyaxone*), conséquence de son adaptation à la vie pélagique.
Une seule espèce :

Staurophrya elegans Zacharias
Staurophrya elegans Zacharias, 1893.

Plankton des lacs de l'Allemagne du Nord et du Volga.

Tetrædrophrya Zykoff, 1902.

Genre nommé et non décrit, à placer probablement à côté du précédent, adapté comme lui à la vie planktonique.
Une seule espèce :

Tetrædrophrya planktonica Zykoff
Tetrædrophrya planktonica Zykoff, 1902.

Plankton du Volga.

Astrophrya Awerinzew, 1903.

Caractérisé par la symétrie rayonnée du corps, formé d'une partie centrale massive avec huit prolongements dont chacun se termine par un faisceau de suçoirs capités. La coque formée de particules de sable agglutinées parait être l'homologue du revêtement muqueux, souvent recouvert de débris et de particules vaseuses, de *Dendrosoma radians*.
Une seule espèce :

Astrophrya arenaria Awerinzew
Astrophrya arenaria Awerinzew, 1903.

Décrite d'après un exemplaire unique du plankton du Volga.

Lernæophrya Pérez, 1903.

Caractérisé par ses grandes dimensions (jusqu'à 400 μ) et par un corps aplati, encroûtant, étroitement appliqué au support et

duquel s'élèvent des digitations obtuses terminées par un faisceau de très longs tentacules.

Une seule espèce :

Lernæophrya capitata Pérez
Lernæophrya capitata Pérez, 1903.

Découverte par Pérez sur les tiges de *Cordylophora lacustris* dans les bassins du port de Bordeaux, retrouvée par Hickson et Wadsworth en 1909, dans les mêmes conditions, en Angleterre.

Dendrosoma Ehrenberg, 1837.

Même structure que *Lernæophrya*, taille énorme (jusqu'à 2,400 μ); ramification du corps beaucoup plus avancée, avec stolon basal et rameaux ascendants, eux-mêmes pourvus de branches secondaires. Reproduction par embryons internes monaxones et aplatis en lentille plan convexe, parfois aussi ovalaires.

Une seule espèce :

Dendrosoma radians Ehrenberg
Dendrosoma radians Ehrenb., 1837.

Sur les plantes aquatiques.

Fam. 4. — DENDROCOMETIDÆ.

Ni style, ni loge, corps fixé par une large surface basale adhérente, face supérieure du corps munie de prolongements réguliers ou bras portant les tentacules fort courts. Reproduction par embryon interne en forme de lentille elliptique.

Deux genres :

Corps muni de un à six (ordinairement quatre) gros prolongements cylindriques bifurqués ou trifurqués deux ou trois fois de suite, chacune des dernières branches portant de deux à quatre tentacules. *Dendrocometes.*

Corps muni de dix à vingt prolongements coniques, non ramifiés, sur chacun desquels s'insère un tentacule.

Stylocometes.

Dendrocometes Stein, 1851.

Une seule espèce :

Dendrocometes paradoxus Stein
Dendrocometes paradoxus Stein, 1851.

Sur *Gammarus.*

Stylocometes Stein, 1867.

Une seule espèce :

Stylocometes digitatus (Stein)
Acineta digitata Stein, 1859 et 1878.
Trichophrya digitata Claparède et Lachmann, 1859.
Trichophrya ophrydii Claparède et Lachmann, 1858.
Stylocometes digitatus Stein, 1867.
Digitophrya Fraipont, 1877.
Pericometes digitatus Schneider, 1887.
Asellicola digitata Plate, 1888.

Sur le bord des lamelles branchiales d'*Asellus* et *Gammarus*, aussi sur les tiges d'*Ophrydium versatile*.

Fam. 5. — PODOPHRYIDÆ.

De la famille des *Podophryidæ* (Auct.), Collin a retranché, d'une part, le genre *Endosphæra* et, d'autre part, ajouté à ce même groupement son nouveau genre *Paracineta* (composé en majeure partie d'espèces marines, mais renfermant aussi les *Acineta bifaria* Stokes et *elegans* Imhof d'eau douce) ainsi que les deux genres anciens *Metacineta* et *Urnula*, placés jusqu'ici l'un et l'autre dans des familles à part.

L'ensemble ainsi formé se caractérise avant tout par le fait du *bourgeonnement externe*, qui simule quelquefois une « division transverse », égale ou subégale, quand le volume de l'embryon se trouve être considérable par rapport au volume du parent. Les larves ciliées sont de formes assez diverses selon les genres, mais toujours très évoluées, et en tout cas très éloignées de ce que l'on peut considérer comme le type primitif; quelques-unes parmi elles pourtant sont restées monaxones (*Paracineta*) Le développement des tentacules est souvent fort précoce.

Cinq genres :

1. Formes dépourvues de tentacules et vivant en parasites dans le protoplasme de *Stentor* ou d'un autre cilié.
Sphærophrya part.
Formes libres et pourvues de tentacules. 2
2. Tentacules dispersés. 3
Tentacules fasciculés; une coque sans pédoncule, percée à son sommet de deux à huit (ordinairement six) fentes latérales allongées pour le passage des tentacules. *Metacineta*.
Tentacules très peu nombreux, au nombre de un à deux (rare-

ment trois à cinq), filiformes, allongés, insérés à l'extrémité antérieure du corps; une coque sans pédoncule, percée à sa face antérieure d'une ouverture par où passent les tentacules.
Urnula.

3. Jamais de style, ni d'enveloppe. *Sphærophrya* part.
Ni loge, ni coque, mais un style peu développé.
Podophrya.
Une loge pédonculée. *Paracineta*.

Podophrya Ehrenberg, 1838.

Corps ordinairement subsphérique, avec tentacules irradiés sur toute sa surface, style grêle et creux quand il existe. Reproduction par embryons presque aussi grands que l'organisme maternel restant (ils en prennent à peu près la moitié) et de forme très aplatie suivant leur axe dorso-ventral (c'est-à-dire dans le plan des couronnes vibratiles); comme ils sont en même temps allongés en ovoïde ou en parallélipipède rectangle et progressent avec une extrémité antérieure définie, ils sont souvent bilatéraux.

5 espèces :

1. **Podophrya fixa** (O.-F. Müller)
Trichoda fixa O. F. Müller, 1786.
Podophrya fixa Ehrenberg, 1838.
Actinophrys sol Stein, 1854 (pro parte).
Actinophrys pedicellata Dujardin, 1841.
Orcula trochus (= Kyste) Weisse, 1847.
Actinophrys difformis Perty, 1852.

Cette espèce est extrêmement difficile à distinguer de *Podophrya libera*, ce n'est que par l'examen des kystes pédonculés, munis de cinq cercles en relief très proéminents et striés, que l'on pourra être certain d'être en présence de *Podophrya fixa*.

Sur les algues.

2. **Podophrya libera** Perty
Podophrya libera Perty, 1852.
Podophrya fixa var. *algiriensis* Maupas, 1876.

Ressemble beaucoup au précédent, mais bien caractérisé par son kyste pédonculé muni de huit à seize cercles non striés, peu proéminents, et son embryon à ceinture de cils complète.

Europe, Algérie, Inde, Chili.

3. **Podophrya Maupasii** Bütschli

Podophrya fixa (typica) Maupas, 1876.
Podophrya Maupasii Bütschli, 1889.
Podophrya sp. Florentin, 1899.

Pédicule et tentacules plus longs que le tiers du diamètre du corps, ceux-ci peu nombreux (quinze à vingt), subégaux; corps sphérique ou pyriforme, légèrement bosselé ou mamelonné; noyau ovale ou sphérique, très irrégulier; vésicule contractile sphérique subcentrale. Kyste sphéroïdal, épais, lisse, pédonculé. Embryon muni d'une ceinture de cils incomplète à l'extrémité postérieure.

Eaux douces et saumâtres (France, Algérie), sur des algues.

4. **Podophrya brevipoda** Sand

Podophrya brevipoda Sand, 1901.

Pédicule et tentacules plus courts que le tiers du diamètre du corps; tentacules nombreux, subégaux, un noyau et une vésicule.

Espèce encore insuffisamment caractérisée.

Sur les algues (Belgique).

5. **Podophrya Sandi** Collin

Podophrya gelatinosa (Buck) Sand, 1901 (non *Acineta gelatinosa* Buck, 1844).
Podophrya Sandi Collin, 1912.

C'est une espèce des plus communes et que Sand rapportait à tort à l'*Acineta gelatinosa* Buck, synonyme de *Tokophrya infusionum* (Stein). Elle présente trois formes :

a) Comme « stade *Sphærophrya* », une forme astyle flottante, à corps sphérique et tentacules exactement radiaires;

b) Comme « stade *Trichophrya* », une forme astyle fixée, à corps pyriforme ou sphéroïdal et tentacules fasciculés (deux à trois faisceaux, rarement quatre);

c) Comme « stade *Podophrya* », une forme pédonculée, à corps sphérique rendu légèrement pyriforme par la présence d'un petit cône au sommet duquel le pédoncule s'insère; tentacules très nombreux, radiaires ou bien fasciculés (de un à trois faisceaux).

Ressemble donc complètement par ses aspects végétatifs à *Tokophrya infusionum*, mais *Tokophrya infusionum* se multiplie exclusivement par embryon interne à corps ovoïde monaxone, tandis que *Podophrya Sandi* se reproduit par bourgeonnement externe au stade *Podophrya*.

Sphærophrya Clap. et Lachm., 1858.

Faiblement caractérisé des *Podophrya* par l'absence de pédoncule, ce genre comprend peu de formes bien définies et suffisamment certaines ; les unes sont libres, les autres parasites.

Formes libres :

1. **Sphærophrya magna** Maupas
Sphærophrya magna Maupas, 1881.
Sphærophrya pusilla Cl. et L., pro parte, 1858-60.

Reconnaissable à la forme de son embryon, *qui n'est cilié qu'antérieurement.*

2. **Sphærophrya parva** Greeff
Sphærophrya parva Greeff, 1888.

Sphérique, tentacules allongés et localisés dans une seule zone du corps ; une seule vacuole contractile ; taille : 90 μ.

Un seul exemplaire trouvé dans les mousses, à Marburg, par Greeff.

3. **Sphærophrya hydrostatica** Engelmann
Sphærophrya hydrostatica Engelmann, 1878.

Bien reconnaissable à sa grande vacuole gazeuse hydrostatique ; nombreuses vacuoles pulsatiles ; taille : 84 μ.

4. **Sphærophrya soliformis** Lauterborn
Sphærophrya sol Lauterborn, 1901, nec Metschnikoff.
Sphærophrya soliformis Lauterborn, 1908.

Le plus grand des *Sphaerophrya* : 100 μ. Tentacules fort nombreux, atteignant seulement le tiers ou le quart de diamètre de corps ; noyau ellipsoïde.

5. **Sphærophrya ovata** Weisse
Actinophrya ovata Weisse, 1847.
Sphærophrya ovata Lachmann, 1859.

Ovale avec des tentacules dont la longueur atteint jusqu'à douze fois le diamètre du corps et répartis sur toute sa surface.

6. **Sphærophrya pusilla** Clap. et Lachm.
Sphærophrya pusilla Clap. et Lachm., 1858-60.

Cette espèce, encore incertaine, est la plus ancienne du genre. Elle se distingue à sa petite taille (12 à 15 μ) et à ses tentacules très courts ; embryon inconnu.

Formes parasites :

7. **Sphærophrya sol** Metschnikoff
Sphærophrya sol Metschnikoff, 1864.
Sphærophrya paramaeciorum Maupas, 1881.
Sphærophrya urostylæ Maupas, 1881.
Sphærophrya stylonychiæ Kent, 1880-82.

Parasite des Ciliés autres que les *Stentor*.

8. **Sphærophrya stentoris** Maupas (= *stentorea* Sand par lapsus).
Sphærophrya stentoris Maupas, 1881.

Parasite des *Stentor*.

Paracineta Collin, 1911.

Caractérisés par leur *symétrie très régulièrement monaxone*, avec tentacules radiaires (au moins à l'origine), jamais fasciculés, leur mode de reproduction par *bourgeonnement externe ou demi-externe*.

Deux espèces d'eau douce :

1. **Paracineta elegans** (Imhof)
Acineta elegans Imhof, 1883.
Paracineta elegans Collin, 1912.

Loge obpyriforme à grosse extrémité antérieure tronquée et ouverte, s'unissant postérieurement au pédicule par un renflement sphérique. Pédicule épais atteignant deux à trois fois la longueur de la loge. Corps en forme de cylindre allongé, s'unissant à la loge en arrière et en avant, faisant saillie en dehors d'elle sous forme d'une calotte hémisphérique garnie de nombreux tentacules. Un noyau et une vacuole.

Mode de reproduction inconnu.

Parasite de *Bythotrephes longimanus*.

2. **Paracineta bifaria** (Stokes)
Acineta bifaria Stokes, 1887.
? *Paracineta bifaria* Collin, 1912.

Loge ovalaire à grand axe transversal, couverte de petits mamelons disposés régulièrement, largement ouverte antérieurement, prolongée par un petit pédicule conique. Corps attaché seulement à l'extrémité postérieure de la loge et faisant saillie en avant en une sphère plus petite que la loge et garnie de tentacules allongés. Un noyau et deux vacuoles pulsatiles.

Espèce encore insuffisamment connue et qui, d'après Bütschli (1889), ne serait qu'une *Podophrya* à enveloppe kystique.

Dans les infusions.

Metacineta Bütschli, 1889.

Une seule espèce :

Metacineta mystacina (Ehrenb.)
Cothurnia mystacina Ehrenb., 1831.
Acineta mystacina Ehrenb., 1838.
Acineta cothurnia Clap. et Lachm., 1858.
Acineta alata Stokes, 1865.
Acineta stagnalis Stokes, 1886.
Acineta acuminata Stokes, 1887.
Acineta flexilis Stokes, 1894.
Acineta angularis Maskell, 1887.
Acineta flos Maskell, 1887.
Metacineta mystacina Bütschli, 1889.

Corps ovoïde, occupant la moitié ou les deux tiers d'une loge ovoïde, cupuliforme, urcéolée ou trapézoïdale, dont la base sert de pédicule, fermée antérieurement; les faces latérales se continuent sans limite précise en une face antérieure; loge percée de deux à huit fentes, équidistantes, longitudinales, par où passent les tentacules; ces fentes se continuent sur la face antérieure et se rejoignent à son centre en une ouverture commune; noyau ovale ou sphérique; une vacuole pulsatile; tentacules cylindriques et rectilignes, assez longs. Reproduction par embryon externe formé à la face apicale du corps et s'échappant par les fentes de la loge après sa libération.

Dans la var. **alata** Stokes, les fentes de la loge sont placées chacune sur un rebord relevé; parfois, la loge peut porter de petits ailerons ou des pointes (var. **acuminata** Stokes); la partie postérieure de la loge s'amincit graduellement en un tube conique ou cylindrique, très court dans la var. **brevipes** Sand, très long dans la var. **longipes** Meresch. Les tentacules sont filamenteux et flexibles dans la var. **flexilis** Stokes.

Urnula Clap. et Lachm., 1858.

Une seule espèce :

Urnula epistylidis Clap. et Lachm.
Urnula epistylidis Clap. et Lachm., 1858-60.

Corps sphérique ou ovoïde, occupant la moitié ou la totalité d'une loge ovoïde ou urcéolée, allongée, fixée par son extrémité

postérieure, offrant sur sa face antérieure une ouverture arrondie ou subtriangulaire par où passent un ou deux (rarement trois à cinq) tentacules filiformes.

Sur le pédoncule d'*Epistylidis*, également ectoparasites ou ectocommensaux sur d'autres acinètes (*Dendrosoma radians*, *Metacineta mystacina*).

ESPÈCES ABERRANTES
insuffisamment décrites ou de position incertaine.

Acineta lappacea Stokes, 1885 et **stellata** Kent, 1882. = *Hedriocystis pellucida* (Héliozoaire).

Acineta solaris Stein, 1859, est insuffisamment décrit, c'est peut-être un *Podophrya*, ou un stade podophryoïde de *Tokophrya* (*T. infusionum*?).

Acineta puteana Moniez (**Podophrya puteana** Moniez), 1889, trouvé sur les pattes postérieures de *Gammarus puteanus* est peut-être une *Discophrya*.

Acinetactis mirabilis Stokes, 1886, n'est pas un Acinète, mais une forme de transition entre les Flagellés et les Héliozoaires.

Actinosphæridium pedatum Zacharias, 1893, est, d'après Penard, voisin de *Nuclearia caulescens* ou appartient peut-être au genre *Tokophrya*.

Acanthocystis conspicua Zacharias, 1897. Zacharias décrivit cette espèce comme Héliozoaire; Sand en fit un genre nouveau *Heliocometes* renfermant une autre espèce marine : *H. digitatus* Sand, 1899 ; Sand considère que ce genre est intermédiaire entre les Héliozoaires et les Acinétiens. Penard (*l. c.*) pense que ces deux espèces ne font pas partie des Héliozoaires. C'est peut-être le kyste flottant d'un Cilié déjà connu ou même d'un Acinète (Collin).

Actinolophus capitatus Penard, 1890. Décrit d'abord par Penard comme un Héliozoaire, puis par Sand également, quoique cet auteur lui trouve de grandes ressemblances avec la *Toko-*

phrya limbata; en dernier lieu, PENARD estime qu'il faut en faire un Acinétien.

Discophrya speciosa Lachmann, 1859, n'a pas été décrite.

Microhydrella tentaculata Frenzel, 1891, est probablement un Acinète.

Peitadia mirabilis Frenzel, 1891, est sans doute un Infusoire holotriche gymnostomide, voisin d'*Actinolobus* et d'*Ileonema*.

Podophrya gasterostei Lachmann, 1859, trouvé sur les branchies de *Gasterosteus aculeatus* L. n'a pas été décrite. C'est peut-être un synonyme de *Trichophrya piscium*.

Solenophrya odontophora Stokes, 1887, n'a rien de commun avec les Tentaculifères.

Suctorella ciliata Frenzel, 1891 (*Tokophrya ciliata* Sand, 1901) est un acinétien, mais encore trop insuffisamment connu pour lui assigner une place certaine.

Tetraedrophrya planctonica Zykoff, 1901, n'a pas été décrit.

Trichophrya angulata Dangeard, 1890. Espèce insuffisamment décrite et à position douteuse qui n'est pas un Tentaculifère.

LIBRARY

TABLE ALPHABÉTIQUE

N. B. — *Les synonymes sont en italiques.*

ACANTHOCYSTIS 324
acilii 310
ACINETA 299
ACINETACTIS 324
ACINETIDAE 296
ACTINOLOPHUS 324
ACTINOSPHÆRIDIUM 324
acuminata 323
æqualis 301
alata 323
algiriensis 319
angularis 323
angulata. 325
arenaria. 316
ASELLICOLA 318
astaci (Discophrya) 311
astaci (Trichophrya) 315
ASTROPHRYA 316

bifaria 322
brachiopoda 306
brachypoda 306
brevipes 323
brevipoda 320
Buckei 305

calyx 301
capitata (Lernæophrya) 317
capitatus (Actinolophus) 324
carchesii (Metacineta) 323
carchesii (Tokophyra) 299
CHOANOPHRYA 313
ciliata 325
compressa (*Acineta*) 300
compressa (*Periacineta*) 305
conspicua 324
cordiformis 315
corrugata 300
cothurnata 309
COTHURNIA 323
cothurnia (Metacineta) 323
crassa 307
crustaceorum. 302

cucullus (Acineta) 300
cuspidata 301
cybistri 310
cyclopum (Rhyncheta) 313
cyclopum (Tokophrya) 298
cyclopum (*Tokophrya*) 298
cylindrica 312

DENDROCOMETES 317
DENDROCOMETIDAE 317
DENDROSOMA 317
DENDROSOMIDAE 314
diademiformis 309
diaptomi. 298
difformis 319
digitatus (Stylocometes) 318
digitatus (*Heliocometes*). 324
DIGITOPHRYA 318
DISCOPHRYA 308
DISCOPHRYIDÆ 308

elegans (Staurophrya) 316
elegans (Paracineta) 322
elegans (*Acineta*) 304
elongata. 311
ENDOSPHÆRA 308
Engelmanni 308
epistylidis (Trichophrya) 315
epistylidis (Urnula) 323

ferrum-equinum (Discophrya) 309
ferrum-equinum (*Choanophrya*) 313
fixa (Podophrya) 319
fixa (*Podophrya*) 320
flava 302
flexilis (Tokophrya). 299
flexilis (*Metacineta*) 323
flos. 323
fluviatilis 301
fœtida 300

gammari. 314
gasterostei 325
gelatinosa (*Podophrya*) 320
gelatinosa (*Acineta*) 297
gracilescens 309
grandis 300

HALLEZIA 306
HELIOCOMETES 324
hydrostatica 321

hyphydri 310

inclinata. 312
inclusa 307
infundibulifera 313
infundibuliformis 313
infusionum 297
interrupta 305

lacustris. 301
lappacea 324
lasanicola 304
lemnarum 298
LERNÆOPHRYA 316
libera 319
Lichtensteinii. 310
ligulata 305
linguifera 305
longipes. 323

magna (Sphaerophrya) 321
Maupasii. 320
METACINETA 323
MICROHYDRELLA 325
mirabilis (Acinetactis) 324
mirabilis (Peitadia). 325
mollis 298
mystacina 323

nieuportensis. 302
notonectae 307

obconica. 314
odontophora 325
opercularíae 309
ophrydii 318
ORCULA 319
ornata 302
ovata 321
oviformis 306

palpans 312
papillifera 300
PARACINETA 322
paradoxus 317
paramaeciorum 322
parroceli 303
parva 321
patagonica 298
pedatum. 324
PEITADIA 325

pera 307
pedicellata 319
PERIACINETA 305
PERICOMETES 318
phryganidarum 298
piscium 315
planctonica 316
poculum. 300
PODOPHRYA 319
PODOPHRYIDAE 318
polypoïdes 307
pusilla 321
pusilla (Sphærophrya) 321
pyriformis 303
puteana 324
pyrum 297

quadriloba 297
quadripartita 297

radians 317
RHYNCHETA 313
RHYNCHOPHRYA 312

Sandi 320
scyphostyla 312
sessile 315
simplex (Trichophrya) 316
simplex (Thecacineta) 304
sinuosa 315
sol (*Trichophrya*) 315
sol (*Podophrya*) 319
sol (Sphærophrya) 322
sol (*Sphærophrya*) 321
solaris (*Acineta*) 324
SOLENOPHRYA. 306
soliformis 321
SPHÆROPHRYA 321
speciosa (Thecacineta) 304
speciosa (*Discophrya*) 325
stagnalis (*Metacineta*) 323
STAUROPHRYA 316
Steinii 309
stellata 324
stentorea 322
stentoris 322
STYLOCOMETES 318
stylonychiae 322
SUCTORELLA 325
symbiotica 301
Swarczewskii 303

MARINE BIOLOGICAL LABORATORY
WOODS HOLE
LIBRARY
MASS.

tentaculata 325
TETRAEDROPHRYA 316
THECACINETA 303
TOKOPHRYA 296
TRICHOPHRYA 315
TRICHODA 319
tripharetrata 301
trochus 319
tuberosa (Acineta) 300
tulipa 304

urceolata 306
URNULA 323
urostylae 322

variabilis 316

Wrzesniowskii 310

TABLE DES MATIÈRES DU TOME V

Pages

F. Brocher. — Recherches sur la respiration des Insectes aquatiques adultes. — Les Haemonia. 5

C. Cépède. — Matériaux pour la limnobiologie du Nord de la France (3me note). — Sur la présence de *Diaptomus castor* Jurine dans les mares des dunes de Wimereux-Ambleteuse et description de *Gurleya Richardi* n. sp. Microsporidie nouvelle, parasite de ce Copépode d'eau douce. 27

F. Brocher. – Le problème de l'Utriculaire 33

K. Loppens. — Origine des couleurs des eaux. 47

A. Gandolfi Hornyold. — Note sur la dessiccation de quelques Rotifères pélagiques du Léman 131

F. Brocher. — Recherches sur la respiration des Insectes aquatiques adultes. — Les Elmides 136

F. Brocher. — Observations biologiques sur quelques Curculionidés aquatiques 180

E. Topsent. — Description de *Spongilla* (*Stratospongilla*) *Gilsoni n. sp.*, éponge d'eau douce des îles Fidji . 187

F. Brocher. — Le naturaliste F.-A. Forel. 192

A. Behning. — Die Biologische Wolga-Station 196

M. Goetghebuer. — Quelques Chironomides nouveaux de Belgique 204

F. Brocher. — L'appareil stridulatoire de l'*Hydrophilus piceus* et celui du *Berosus aericeps*. 215

F. Brocher. — Recherches sur la respiration des Insectes aquatiques adultes. — Le Cybister 218

F. Brocher. — Recherches sur la respiration des Insectes aquatiques adultes. — L'Hydrophile 220

E. Rousseau. — Les Hirudinées d'eau douce d'Europe . . 259

E. Rousseau. — Revision des Acinétiens d'eau douce . . 296

X 3111

FÉLIX VANBUGGENHOUDT
5 & 7, RUE DU MARTEAU
BRUXELLES

MARINE BIOLOGICAL LABORATORY
WOODS HOLE
LIBRARY
MASS.

ANNALES

DE

BIOLOGIE LACUSTRE

PUBLIÉES SOUS LA DIRECTION DU

Dr ERNEST ROUSSEAU

TOME V

1911-1912

BRUXELLES
LIBRAIRIE DE L'OFFICE DE PUBLICITÉ
36, RUE NEUVE, 36

F. VANBUGGENHOUDT
BRUXELLES

MBL/WHOI LIBRARY
WH 1B53 Q